




OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible

This is an author's version published in: <https://oatao.univ-toulouse.fr/27563/>

Triboulin, Garance . *Détermination de l'efficacité de nouveaux panneaux imprégnés de pyréthrinoïdes dans le cadre de la lutte contre stomoxys calcitrans*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2020, 101 p.

Any correspondence concerning this service should be sent to the repository administrator: tech-oatao@listes-diff.inp-toulouse.fr

DETERMINATION DE L'EFFICACITE DE NOUVEAUX PANNEAUX IMPREGNES DE PYRETHRINOÏDES DANS LE CADRE DE LA LUTTE CONTRE *STOMOXYS CALCITRANS*

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue
publiquement devant
l'Université Paul-Sabatier de
Toulouse*

par

TRIBOULIN Garance

Née, le 20/10/1995 à
LE CREUSOT (71)

Directrice de thèse : Mme Emilie BOUHSIRA

JURY

PRESIDENT :
M. VALENTIN

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESSEURS :
Mme BOUHSIRA
TOULOUSE
M. LIENARD
TOULOUSE

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de

MEMBRE INVITEE :

**Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation
ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE**

Directeur : Professeur Pierre SANS

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie - Thérapeutique*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
- M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

PROFESSEURS 1^o CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des aliments d'Origine animale*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie Vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootechnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- Mme **HAGEN-PICARD, Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie Médicale Animale et Comparée*

PROFESSEURS 2^o CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
- M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales (ruminants)*

PROFESSEURS CERTIFIÉS DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

- Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
- M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

MAÎTRES DE CONFÉRENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*

Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*
Mme **PRIYENKO Nathalie**, *Alimentation*
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)

M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie- Bactériologie-Pathologie infectieuse*
Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et Industrie des aliments*
Mme **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophtalmologie vétérinaire et comparée*
Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie - Analgésie*
Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des Equidés*
Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
M. **LHERMIE Guillaume**, *Economie de la santé animale*
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*
M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire – Maladies animales réglementées*
Mme **WARET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT CONTRACTUELS

M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et Industrie des aliments*
M. **LEYNAUD Vincent**, *Médecine interne*
Mme **ROBIN Marie-Claire**, *Ophtalmologie*
Mme **ROMANOS Lola**, *Pathologie des ruminants*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

Mme **BLONDEL Margaux**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie-Imagerie médicale*
M. **COMBARROS-GARCIA Daniel**, *Dermatologie vétérinaire*
M. **GAIDE Nicolas**, *Histologie, Anatomie Pathologique*
M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
M. **LESUEUR Jérémy**, *Gestion de la santé des ruminants – Médecine collective de précision*
M. **TOUITOU Florian**, *Alimentation animale*

REMERCIEMENTS

A Monsieur le Professeur Alexis Valentin

Professeur des Universités,

Praticien hospitalier,

Zoologie et Parasitologie, Université Paul-Sabatier de Toulouse,

Service de Parasitologie et de Mycologie, Institut Fédératif de Biologie, CHU de Toulouse,

Qui nous fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de thèse.

Hommages respectueux.

A Madame le Docteur Emilie Bouhsira

Maître de conférences en Parasitologie et Maladies Parasitaires à l'École Nationale

Vétérinaire de Toulouse,

Pour m'avoir fait l'honneur d'être ma directrice de thèse.

Pour votre bienveillance, votre rigueur et votre dévouement,

Sincères remerciements.

A Monsieur le Docteur Emmanuel Liénard

Maître de conférences en Parasitologie et Maladies Parasitaires à l'École Nationale

Vétérinaire de Toulouse,

Pour avoir accepté de prendre part à ce jury de thèse,

Mes sincères remerciements.

A Monsieur le Docteur Shukri Sharif,

Ingénieur de recherche au service de Parasitologie de l'École Nationale Vétérinaire de

Toulouse,

Pour son aide précieuse dans la réalisation des prélèvements et l'installation des panneaux,
ainsi que ses conseils.

Sincères remerciements.

A Monsieur Hadrien Martin-Herrou,

Ingénieur d'études au service de Parasitologie de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,
Pour les nombreux enseignements sur le cycle et le comportement des stomoxes, et pour le travail et l'investissement réalisés afin de rendre les expérimentations de cet été possibles.
Mes sincères remerciements.

A Mesdames Martine Roques et Sonia Gounaud,

Techniciennes à l'insectarium du service de Parasitologie de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, qui ont participé au maintien en continu de l'élevage de stomoxes, même au cours de cette année difficile et mémorable.
Ma sincère gratitude.

Table des matières

REMERCIEMENTS	5
Table des matières	7
Table des illustrations	9
Table des tableaux	13
ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE	15
I. Les stomoxes	16
1. Systématique et répartition géographique	16
2. Morphologie de l'adulte	17
3. Morphologie des stades pré-imaginaux	22
4. Biologie de <i>S. calcitrans</i>	24
5. Nuisances provoquées par <i>Stomoxys calcitrans</i>	26
6. Moyens de lutte contre les Stomoxes	30
7. Phénomènes de résistance aux molécules insecticides et obstacles à l'utilisation d'un procédé unique :	36
II. Le projet FlyScreen :	38
MATERIEL ET METHODE	41
I. L'élevage	42
II. Sensibilité de l'élevage : réalisation de la courbe dose-réponse à la deltaméthrine	44
III. Test des panneaux imprégnés de pyréthroïdes sur les stomoxes de l'élevage de l'ENVT45	
1. Panneaux de première génération	46
2. Panneaux de la deuxième génération	47
IV. Localisation et orientation des panneaux	48
1. Localisation de la première génération	48
2. Localisation des panneaux de deuxième génération	50
V. Récolte et stockage des échantillons	50
1. Première génération	50
2. Deuxième génération	52
VI. Protocole de contact tarsal, lecture de la mortalité et du KD	52
1. Matériel	52

2. Procédure	53
3. Récolte des données	56
VII. Parasitisme	57
VIII. Quantification du niveau de résistance de l'élevage aux pyréthrinoïdes :	68
RESULTATS	69
I. Résultats d'efficacité des panneaux testés	70
1. Première génération de panneaux	70
2. Deuxième génération de panneaux	74
3. Comparaison d'efficacités entre les deux générations de panneaux	77
DISCUSSION	81
I. Difficultés rencontrées avec l'élevage de stomoxes	82
II. Difficultés rencontrées avec les panneaux	83
III. Application sur le terrain	87
1. Décroissance d'efficacité de chaque panneau	87
1.1 Efficacités comparées de la première génération	87
1.2 Efficacités comparées de la deuxième génération	88
2. Limites de cette méthode expérimentale	88
3. Comparaison des décroissances d'efficacité	89
4. Application en élevage	89
CONCLUSION	91
BIBLIOGRAPHIE	95

Table des illustrations

FIGURE 1 - POSITION TAXONOMIQUE DU GENRE STOMOXYS	16
FIGURE 2 – COMPARAISON MORPHOLOGIQUE ENTRE <i>S. CALCITRANS</i> ET <i>M. DOMESTICA</i> (SOURCE : SHARIF SHUKRI, 2018).....	17
FIGURE 3 – MORPHOLOGIE DE LA TÊTE DE <i>S. CALCITRANS</i> (ZUMPT, 1973).....	18
FIGURE 4 – MESURES POUR LE CALCUL DE L'INDEX FRONTAL.....	19
FIGURE 5 - AILE DE <i>S. CALCITRANS</i>	20
FIGURE 6 - MORPHOLOGIE DE <i>S. CALCITRANS</i> . LES TACHES ABDOMINALES SONT ICI BIEN VISIBLES (NICOLAS, 2014)	20
FIGURE 7 - DETAILS DE L'ABDOMEN FEMELLE EN VUE VENTRALE DE <i>S. CALCITRANS</i> (A) ET DE L'OVISCAPTE MALE (B) (ZUMPT, 1973)	21
FIGURE 8 - APPAREIL GENITAL EXTERNE DE <i>S. CALCITRANS</i> FEMELLE (A) ET MALE (B) (D'APRES BADELON, 2016)	21
FIGURE 9 - OEUF DE <i>S. CALCITRANS</i> AVANT (A) ET APRES (B) L'ECLOSION (SALEM, 2012)	22
FIGURE 10 - EXTREMITÉ POSTÉRIEURE D'UNE LIII DE <i>S. CALCITRANS</i> (SALEM, 2012).....	23
FIGURE 11 - VUE DORSALE D'UNE PUPE DE <i>S. CALCITRANS</i> (SALEM, 2012)	23
FIGURE 12 - CYCLE DE DEVELOPPEMENT ET DE VIE DE <i>S. CALCITRANS</i> (SHUKRI, 2018)	24
FIGURE 13 - REPRESENTATION GRAPHIQUE DU PIEGE VAVOUA (BADELON, 2016)	35
FIGURE 14 - PIEGE NZI (SOURCE: G. DUVALLET)	36
FIGURE 15 - CYCLE D'ELEVAGE DES STOMOXES. (T) TISSU A PONTE, (V) VERMICULITE, (H) HERBE (D'APRES SALEM, 2012)	43
FIGURE 16 - SCHEMA DU SYSTEME D'ALIMENTATION DES STOMOXES ADULTES. (A) EAU CHAUFFÉE À 38 °C, (P) MEMBRANE- PARAFILM, (S) SANG DANS LA CHAMBRE INTÉRIEURE DU NOURRISEUR, (M) MIEL, (E) COTON IMBIBÉ D'EAU (SALEM, 2012)	43
FIGURE 17 - PHOTOGRAPHIE DU DISPOSITIF UNE FOIS LES STOMOXES INTRODITS (PHOTOGRAPHIE ORIGINALE).....	44
FIGURE 18 - INSERTION DES STOMOXES DANS LE DISPOSITIF A L'AIDE DE LA MACHINE ASPIRATIVE	44
FIGURE 19 - REPRESENTATION DU MONTAGE DES PANNEAUX SUR LES CADRES METALLIQUES	46
FIGURE 20- MONTAGE DU PANNEAU SAMPLE 1 (DELTAMETHRINE)	47
FIGURE 21- MONTAGE DU PANNEAU SAMPLE 2 (BIFENTHRINE)	47
FIGURE 22 - MONTAGE DU PANNEAU SAMPLE 3 (BIFENTHRINE+ B2 BIFENTHRINE)	47
FIGURE 23 - MONTAGE ET PLACEMENT DES PANNEAUX DE LA 3EME GENERATION. LES 4 PANNEAUX DE GAUCHE SONT IMBIBES DE DELTAMETHRINE, CEUX DE DROITE DE BIFENTHRINE.	48

FIGURE 24 – EMLACEMENT DES PANNEAUX AU SEIN DE L'ENVT	48
FIGURE 25 - DISPOSITION DES PANNEAUX APRES POSE (27/07/2018)	49
FIGURE 26 - ORIENTATION ET IDENTIFICATION DU RECTO PAR UNE LETTRE "R" EN HAUT A GAUCHE DE CHAQUE CARRE.	49
FIGURE 27 - EMLACEMENT DE LA 2EME GENERATION AU SEIN DE L'ENVT	50
FIGURE 28- TRANSVASEMENT DES STOMOXES DANS LA SOUCOUE RELIEE A LA BONBONNE DE CO2 (PHOTOGRAPHIE ORIGINALE).....	54
FIGURE 29 - CONTACT TARSAL DE STOMOXE ANESTHESIE SUR LE WHATMAN DU TEMOIN NEGATIF (PHOTOGRAPHIE ORIGINALE).....	55
FIGURE 30 - PHOTOGRAPHIES MONTRANT L'INVASION DES CAGES CONTENANT LES STOMOXES PAR LES MOUCHERONS (PHOTOGRAPHIE ORIGINALE)	58
FIGURE 31 - VUE DORSALE (A) ET VENTRALE (B) DE M. SUBBADIUS FEMELLE (SOURCE : KONTCHAN ET HORNOK 2018)	59
FIGURE 32 - VUE DORSALE PAR ELECTROMICRONGRAPHIE D'UNE FEMELLE ADULTE DE MACROCHELES SP. (PEROTTI, BRAIG, ET GOFF, 2009)	60
FIGURE 33 - PHOTOGRAPHIE D'UN ADULTE DE MACROCHELES SP. SUR L'AILE D'UN STOMOXE, OBSERVE A LA LOUPE BINOCULAIRE (PHOTOGRAPHIE ORIGINALE)	61
FIGURE 34 – GNATHOSOME (A), FACE VENTRALE (B), FACE DORSALE (C), PATTES 1 (12), 2 (13) ET 3 (14) DE MYIANOETUS MUSCARUM FEMELLE (OCONNOR ET AL., 2015).....	63
FIGURE 35 - PATTE (A) ET TARSE (B) I, PATTE (C) ET TARSE (D) II, PATTE (E) ET TARSE (III), PATTE (G) ET TARSE (H) IV DE M. MUSCARUM FEMELLE (OCONNOR ET AL., 2015).....	64
FIGURE 36 - FACE VENTRALE (A), FACE DORSALE (B) DE MYIANOETUS MUSCARUM MALE (OCONNOR ET AL. 2015)	65
FIGURE 37 - PATTE (A) ET TARSE (B) I, PATTE (C) ET TARSE (D) II, PATTE (E) ET TARSE (III), PATTE (G) ET TARSE (H) IV DE M. MUSCARUM MALE (OCONNOR ET AL. 2015).....	65
FIGURE 38 - INFESTATION MASSIVE DE M. SPP SUR LE PROBOSCIS D'UN STOMOXE, OBSERVE A LA LOUPE BINOCULAIRE (PHOTOGRAPHIE ORIGINALE).....	66
FIGURE 39 - ELECTRONMICROGRAPHIE D'UNE DEUTONYMPHE DE MYIANOESTUS SP. ATTACHEE AU BOUCHIER DORSAL D'UNE DEUTONYMPHE MODIFIEE D'UROSEIUS SP.(PEROTTI, BRAIG, ET GOFF, 2009)	67
FIGURE 40 – COURBES DOSE-REPONSE POUR LA DELTAMETHRINE DES SOUCHES MAINTENUES A L'INSECTARIUM DE L'ENVT	68
FIGURE 41 - ÉVOLUTION DE LA MORTALITE A 24 HEURES DE LA PREMIERE GENERATION IMBIBEE DE DELTAMETHRINE AU COURS DES 10 MOIS (SAMPLE 1).	70

FIGURE 42 - ÉVOLUTION DU KNOCK DOWN A 1 HEURE DE LA PREMIERE GENERATION IMPREGNEE DE DELTAMETHRINE AU COURS DES 10 MOIS (SAMPLE 1)	71
FIGURE 43 - ÉVOLUTION DE LA MORTALITE A 24 HEURES DE LA PREMIERE GENERATION IMPREGNEE DE BIFENTHRINE AU COURS DES 11 MOIS (SAMPLE 2)	72
FIGURE 44 - ÉVOLUTION DU KNOCK DOWN A 1 HEURE DE LA PREMIERE GENERATION IMPREGNEE DE BIFENTHRINE AU COURS DES 11 MOIS (SAMPLE 2)	72
FIGURE 45 - ÉVOLUTION DE LA MORTALITE A 24 HEURES DE LA PREMIERE GENERATION IMBIBEE DE BIFENTHRINE ET DE B2 BIFENTHRINE LES 11 MOIS (SAMPLE 3)	73
FIGURE 46 - ÉVOLUTION DU KNOCK DOWN A 1 HEURE DE LA PREMIERE GENERATION IMPREGNEE DE BIFENTHRINE + B2 BIFENTHRINE AU COURS DES 11 MOIS (SAMPLE 3).....	74
FIGURE 47 - ÉVOLUTION DU KNOCK-DOWN A UNE 1 HEURE POUR LA DEUXIEME GENERATION IMBIBEE DE DELTAMETHRINE ENTRE LE 1ER ET LE 5EME MOIS (SAMPLE 1')	75
FIGURE 48 - ÉVOLUTION DE LA MORTALITE A 24 HEURES POUR LA DEUXIEME GENERATION IMBIBEE DE DELTAMETHRINE ENTRE LE 1ER ET LE 5EME MOIS (SAMPLE 1')	75
FIGURE 49 – ÉVOLUTION DU KNOCK-DOWN A UNE 1 HEURE POUR LA DEUXIEME GENERATION IMBIBEE DE BIFENTHRINE ENTRE LE 1ER ET LE 5EME MOIS (SAMPLE 2')	76
FIGURE 50 - ÉVOLUTION DE LA MORTALITE A 24 HEURES LA DEUXIEME GENERATION IMBIBEE DE DELTAMETHRINE ENTRE LE 1ER ET LE 5EME MOIS (SAMPLE 2').....	77
FIGURE 51 - ÉVOLUTION DE LA MORTALITE A 24 HEURES POUR LES PANNEAUX BLEUS DES 2 GENERATIONS.....	78
FIGURE 52 - ÉVOLUTION DE LA MORTALITE A 24 HEURES POUR LES PANNEAUX BLANCS IMBIBES DE DELTAMETHRINE DES 2 GENERATIONS	78
FIGURE 53 - ÉVOLUTION DE LA MORTALITE A 24 HEURES POUR LES PANNEAUX BLEUS IMBIBES DE BIFENTHRINE DES 2 GENERATIONS.....	79
FIGURE 54 - ÉVOLUTION DE LA MORTALITE A 24 HEURES POUR LES PANNEAUX BLANCS IMBIBES DE BIFENTHRINE DES 2 GENERATIONS.....	79
FIGURE 55 - DEGRES-JOURS ET ENSOLEILLEMENT EN 2018 DANS LA ZONE DE TOULOUSE-BLAGNAC (SOURCE: INFOCLIMAT.FR)	83
FIGURE 56 - DEGRES-JOURS ET ENSOLEILLEMENT EN 2019 DANS LA ZONE DE TOULOUSE-BLAGNAC (SOURCE: INFOCLIMAT.FR)	83
FIGURE 57 - PRESSION ET VENT DANS LA REGION DE TOULOUSE-BLAGNAC EN 2018 (SOURCE: INFOCLIMAT.FR)	84
FIGURE 58 - PRESSION ET VENT DANS LA REGION DE TOULOUSE-BLAGNAC EN 2019 (SOURCE : INFOCLIMAT.FR)	84

FIGURE 59 - PHOTOGRAPHIE DE PANNEAUX AVEC LES CADRES ARRACHES PAR LE VENT (PHOTOGRAPHIE ORIGINALE)	85
FIGURE 60 - PANNEAU DECHIRE A SA BASE (PHOTOGRAPHIE ORIGINALE)	85
FIGURE 61 - DECOLORATION DE LA COULEUR BLEUE SUR LES GANTS LORS DE LA RECOLTE (PHOTOGRAPHIE ORIGINALE)	86
FIGURE 62 - DECOLORATION DE LA COULEUR BLEUE SUR LA COULEUR BLANCHE (PHOTOGRAPHIE ORIGINALE) ..	86

Table des tableaux

TABLEAU 1 - PRINCIPAUX VIRUS VECTORISES PAR LES STOMOXES (D'APRES BALDACCHINO ET AL., 2013)	28
TABLEAU 2 - PRINCIPALES BACTERIES ET RICKSETTIES VECTORISEES PAR LES STOMOXES (D'APRES BALDACCHINO ET AL., 2013)	29
TABLEAU 3 - DATES DE RECOLTE DES ECHANTILLONS POUR LA 1ERE GENERATION	51
TABLEAU 4 – DATES DE RECOLTE DES ECHANTILLONS POUR LA 2 ^{EME} GENERATION	52
TABLEAU 5 - RECOLTE ET STOCKAGE DES DONNEES DANS LE TABLEUR EXCEL	56

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

I. Les stomoxes

1. Systématique et répartition géographique

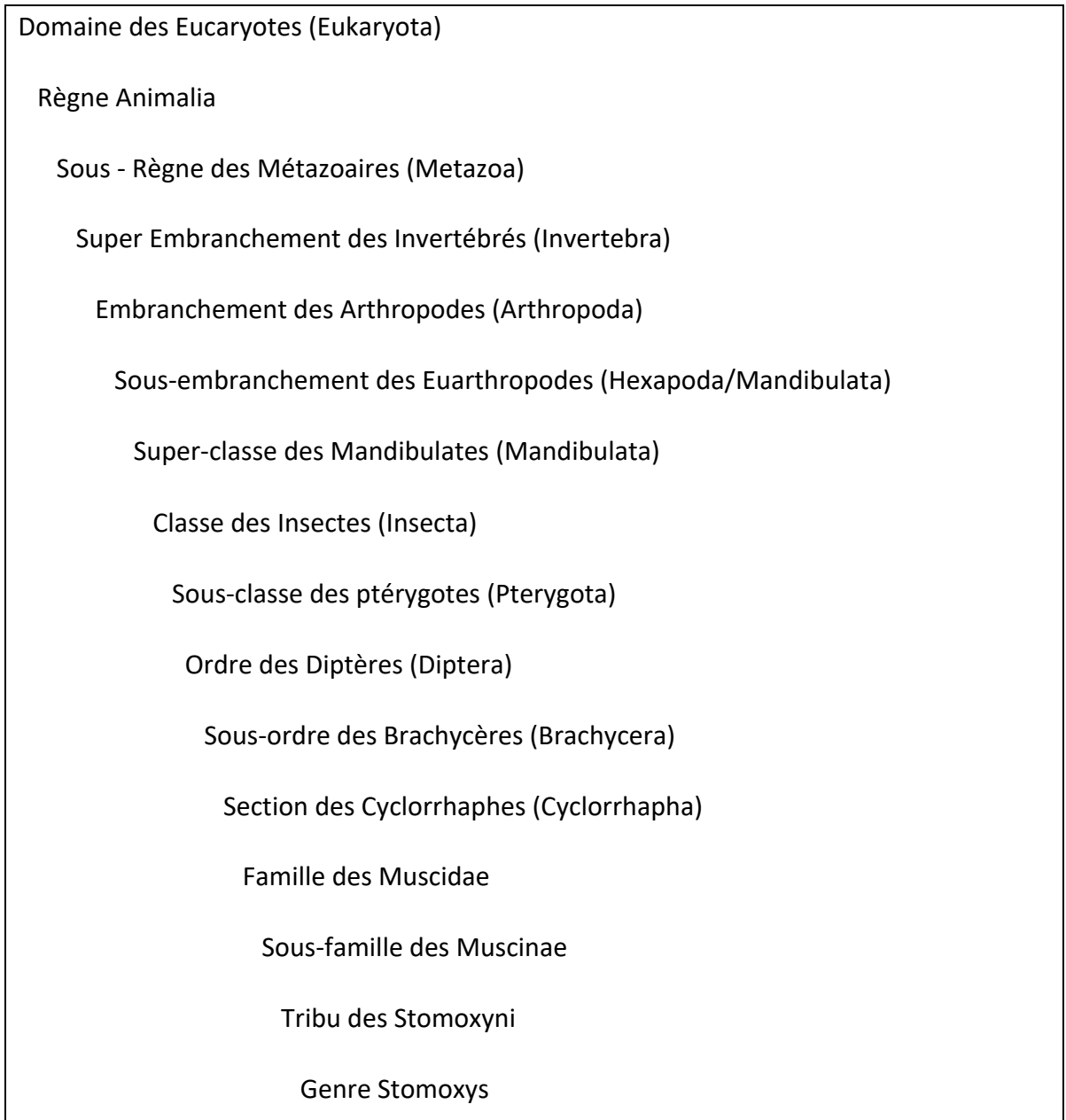


Figure 1 - Position taxonomique du genre *Stomoxys*

Les stomoxes sont des insectes appartenant à l'Ordre des Diptères, à la famille des Muscidae et à la sous-famille des Muscinae.

Le genre *Stomoxys* compte dix-huit espèces, dont *Stomoxys calcitrans*, *Stomoxys boueti*, *Stomoxys inornatus*, *Stomoxys luteolus*, *Stomoxys niger niger*, *Stomoxys niger bilineatus*, *Stomoxys ocbrosoma*, *Stomoxys omega*, *Stomoxys pallidus*, *Stomoxys stigma*, *Stomoxys transvittatus*, *Stomoxys taeniatus*, *Stomoxys varipes*, *Stomoxys xanthomelas*, *Stomoxys sitiens*, *Stomoxys indicus*, *Stomoxys pullus*, *Stomoxys uruma* et *Stomoxys bengalensis*. (Zumpt,

1973). *Stomoxys calcitrans* (Von Linné, 1758) est la seule espèce cosmopolite. Les autres espèces sont retrouvées principalement en région afro-tropicale pour 12 d'entre-elles et orientale pour 4 d'entre elles, notamment *S. indicus*, *S. pullus*, *S. uruma* et *S. bengalensis*. *Stomoxys sitiens* est retrouvée à la fois sur le continent africain et sur le continent asiatique.

Stomoxys calcitrans tient son nom de sa capacité à transmettre la bactérie responsable de l'anthrax, *Bacillus anthracis* (« calci-trans » signifiant littéralement « qui transmet le charbon »). Elle est également connue sous le nom de « mouche charbonneuse » ou encore « mouche des étables ». Nous ne parlerons par la suite que de cette espèce, car c'est la seule qui est présente sous nos latitudes.

2. Morphologie de l'adulte

L'imago de *S. calcitrans* mesure entre 3 et 10 mm de long, et en moyenne 4 à 7 mm. Il présente des caractéristiques similaires à la mouche domestique, *Musca domestica* (Von Linné, 1758). L'aspect macroscopique des pièces buccales permet néanmoins de les différencier. En effet, *Stomoxys calcitrans* possède un appareil buccal bien adapté à la piquûre, notamment un long proboscis rigide, porté horizontalement, non rétractable et projeté vers l'avant. Il comporte trois pièces sclérifiées, chitinisées et non rétractiles : le labium (ou lèvre inférieure) terminé de labelles pourvus de dents ; le labre (ou lèvre supérieure) et l'hypopharynx.



Stomoxys calcitrans

Musca domestica

Figure 2 – Comparaison morphologique entre *S. calcitrans* et *M. domestica* (source : Sharif Shukri, 2018)

Le labium entoure les deux autres pièces buccales, qui forment alors deux tubes. L'hypopharynx forme le canal salivaire, le labre et la partie dorsale de l'hypopharynx forment le canal alimentaire, dans lequel le sang de l'hôte est aspiré (Figure 3).

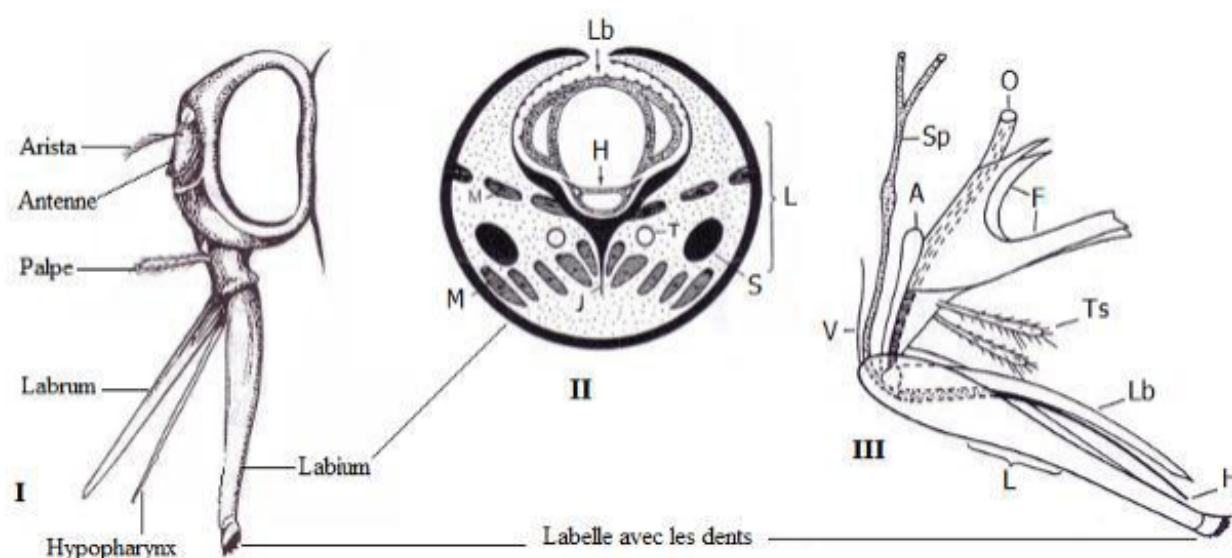


Figure 3 – Morphologie de la tête de *S. calcitrans* (Zumpt, 1973)

- (I) Tête vue de profil
- (II) Proboscis en coupe transversale
- (III) Pièces buccales en vue latérale

(L) labium, (H) hypopharynx, (Lb) labre, (Ts) palpes, (V) membrane entre le proboscis et la capsule céphalique, (A) apodème, (F) fulcrum, (Sp) glande salivaire, (O) œsophage, (T) trachée, (J) endosquelette, (S) tendon des labelles, (M) muscles, (d'après Zumpt, 1973 et Nicolas, 2014)

i. Tête

La tête porte deux yeux composés et trois yeux simples (ocelles). Le sexage peut être effectué grâce au calcul de l'index frontal. En effet, les yeux de la femelle sont significativement plus écartés que chez le mâle. L'index frontal effectue le rapport de la largeur de l'espace interoculaire au vertex, et de la plus grande longueur de l'œil (voir Figure 4). Chez le mâle, cet index est généralement compris entre 0.3 et 0.4, tandis que chez les femelles il est compris entre 0.5 et 0.6. (Zumpt, 1973).

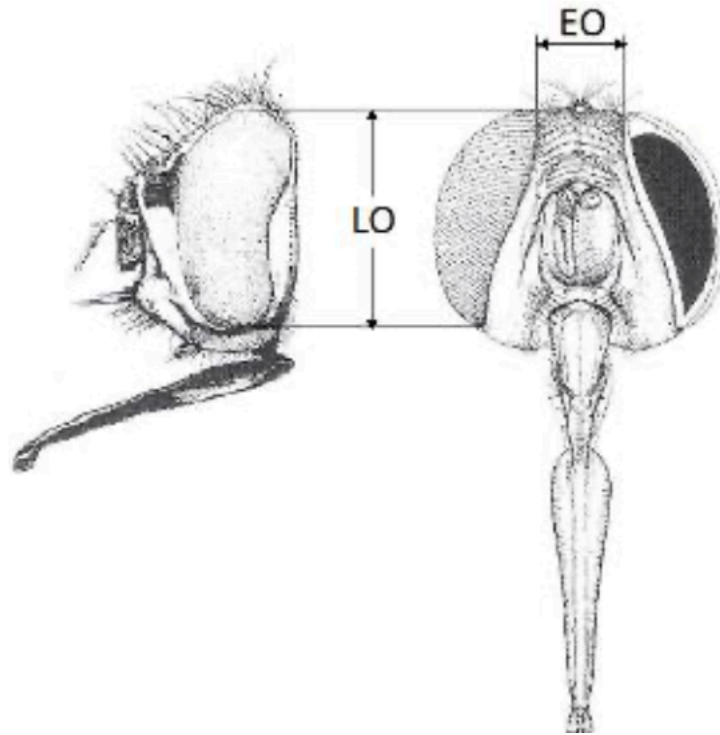


Figure 4 – Mesures pour le calcul de l'index frontal

(EO) largeur de l'espace interoculaire au vertex et (LO) la plus grande longueur de l'œil. L'index frontal se calcule par le rapport EO/LO (Lane et Crosskey, 1993)

Les palpes maxillaires sont deux fois plus courts que le proboscis, ce qui différencie *S. calcitrans* des autres genres de Stomoxyini, chez lesquels les palpes maxillaires sont aussi longs que le proboscis.

ii. Thorax et ailes

L'adulte est de couleur majoritairement grise, et le thorax porte quatre bandes dorsales noires longitudinales. Comme chez tous les insectes, il est divisé en trois segments portant chacun une paire de pattes articulées. La première paire d'ailes, membraneuses, est disposée au repos en V majuscule inversé au-dessus de l'abdomen et est portée par le deuxième segment thoracique. La deuxième paire d'ailes est réduite à des balanciers ou « haltères » et sont portées par le troisième segment thoracique. Les ailes sont hyalines et présentent des nervures caractéristiques qui permettent la diagnose (voir Figure 5), notamment la cellule alaire M2 divisée en 2 (Zumpt, 1973).

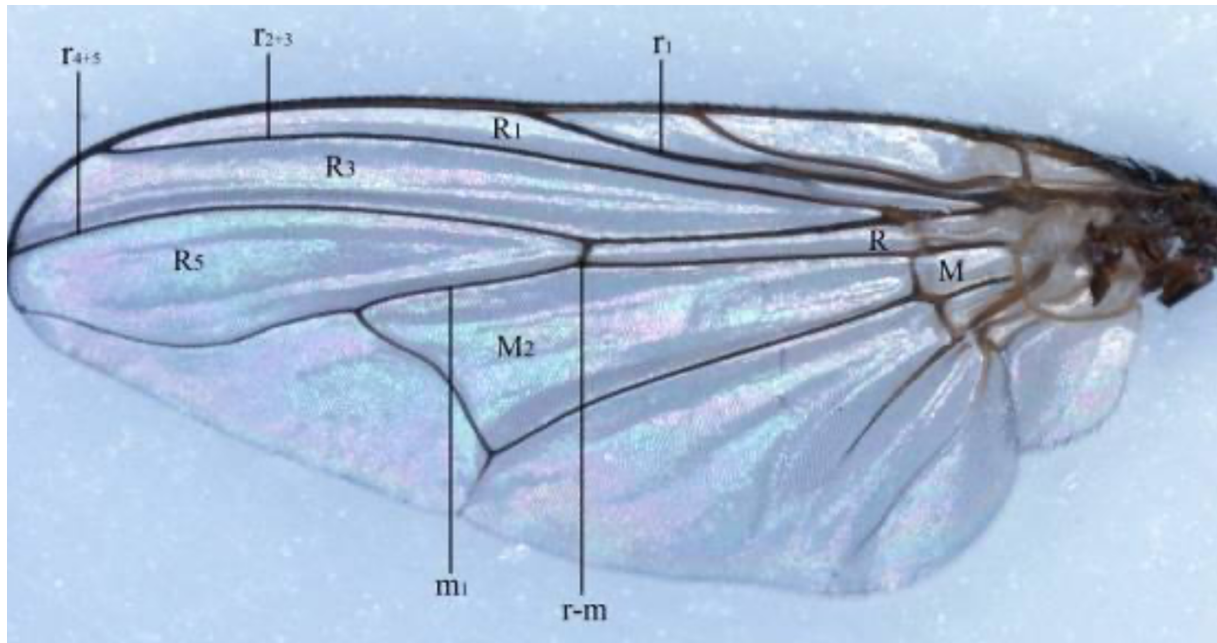


Figure 5 - Aile de *S. calcitrans*

(R) première cellule basale, (R₁) cellule marginale, (R₃) cellule submarginale, (R₅) première cellule postérieure, (M) deuxième cellule basale, (M₂) deuxième cellule postérieure ou discale, (r₁) premier nervure longitudinale, (r₂₊₃) deuxième nervure longitudinale, (r₄₊₅) troisième nervure longitudinale, (m₁) quatrième nervure longitudinale (media), (r-m) nervure transversale discale (Salem, 2012)

iii. Abdomen et organes génitaux

L'abdomen est plus large que long, et présente sur les deuxième et troisième segments une tache brune médiane et deux taches latérales (voir Figure 6). Il est divisé en pré-abdomen, constitué de 5 segments, et en post-abdomen, constitué de 7 segments formant l'appareil reproducteur (Zumpt, 1973).

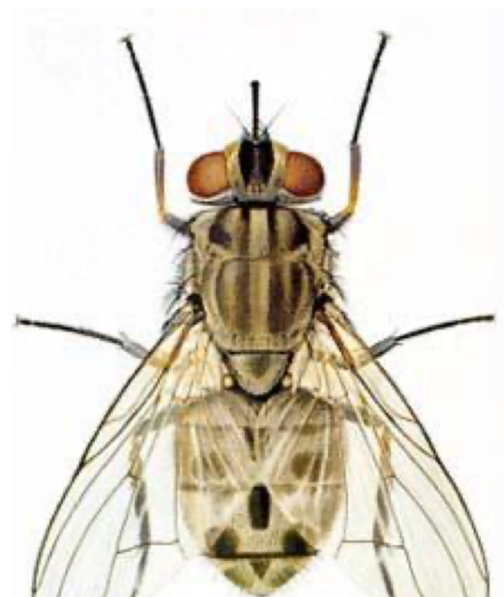


Figure 6 - Morphologie de *S. calcitrans*. Les taches abdominales sont ici bien visibles (Nicolas, 2014)

Le sexage peut se faire avec certitude avec l'observation des appareils génitaux externes (*genitalia*) situés sur le dernier segment abdominal. En effet, chez la femelle, les segments terminaux forment un oviscapte tubulaire télescopique (voir Figure 7).

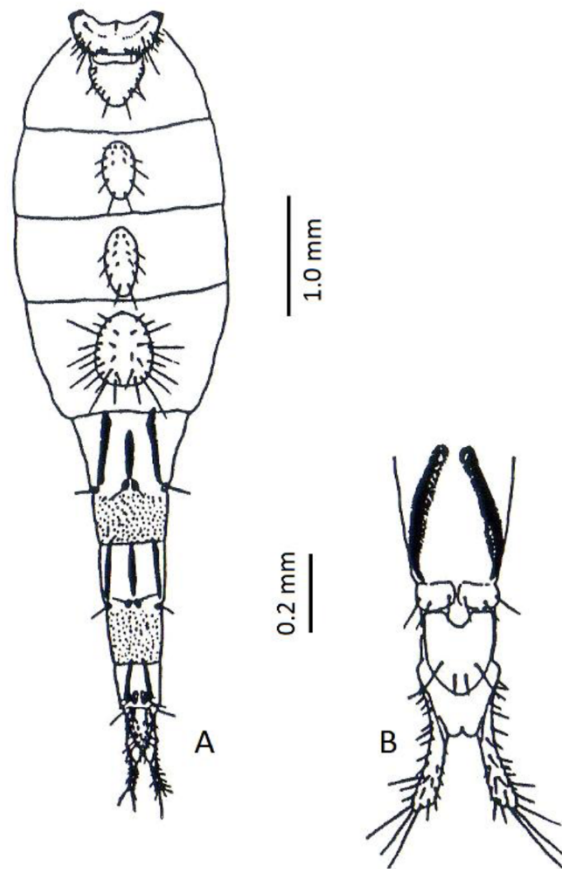


Figure 7 - Détails de l'abdomen femelle en vue ventrale de *S. calcitrans* (A) et de l'oviscapte mâle (B) (Zumpt, 1973)

Seules les cerques sont observées au repos. Le mâle, possède un organe d'intromission appelé *aedeagus*, enfermé partiellement dans la poche génitale au repos. Ainsi, l'extrémité de l'abdomen chez le mâle présente un aspect arrondi (Figure 8)

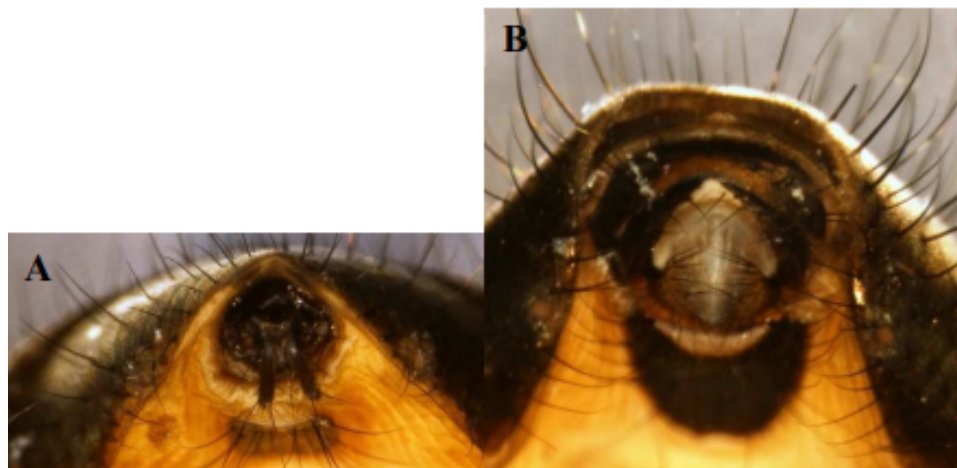


Figure 8 - Appareil génital externe de *S. Calcitrans* femelle (A) et mâle (B) (d'après Badelon, 2016)

3. Morphologie des stades pré-imaginaux

i. Œufs

Les œufs sont de couleur blanche, d'environ 0.9 à 1.0 mm de longueur pour 0.3 mm de largeur, courbés, avec un sillon médian longitudinal (voir Figure 9), qui correspond à la zone de déhiscence de l'œuf lors de l'éclosion de la larve (Zumpt, 1973). Ils sont déposés par la femelle en grappes contenant entre 25 et 50 œufs (Meyer et Petersen, 1983).



Figure 9 - Œuf de *S. calcitrans* avant (A) et après (B) l'éclosion (Salem, 2012)

ii. Larves

Les larves de *S. calcitrans* évoluent selon le même schéma que toutes les larves de muscides, c'est-à-dire sous 3 stades : LI, LII et LIII.

La LI est translucide, et mesure entre 1,5 et 2,5 mm de long.

La LII est de couleur blanc-crème et mesure entre 2,6 et 4,4 mm de long.

La LIII est de couleur jaune pâle à blanc, et est de forme cylindrique composée de 12 segments visibles. La larve ne possède pas d'yeux, mais possède une paire d'antennes et un crochet buccal.

Les larves de *S. calcitrans* sont caractérisées par des plaques stigmatiques postérieures pentagonales, composées d'un pérित्रème complet, avec un bouton central peu visible, et des fentes stigmatiques en forme de S (Figure 10). Le thorax est apode et possède une paire de

stigmates latéraux pro-thoraciques pour les LII et les LIII. L'abdomen comporte 8 segments avec des rangées d'épines.

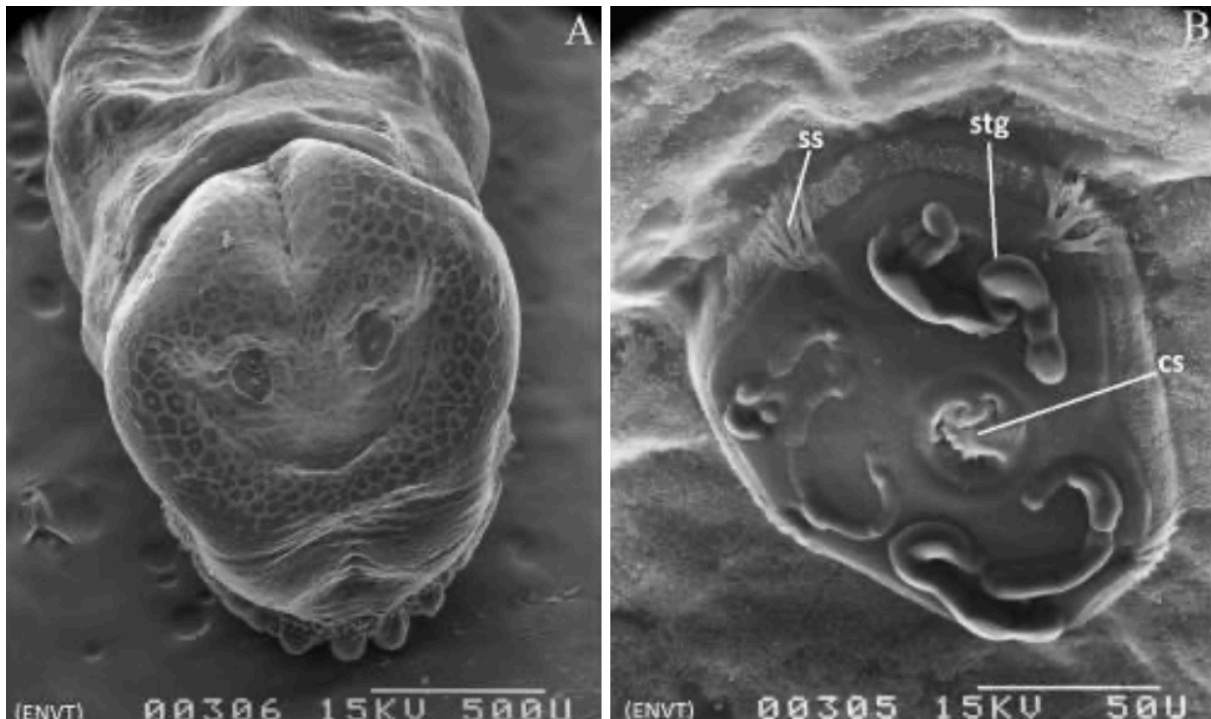


Figure 10 - Extrémité postérieure d'une LIII de *S. calcitrans* (Salem, 2012)

(A) Vue du dernier segment

(B) Plaque stigmatique postérieure triangulaire avec (stg) trois fentes sinueuses, (ss) soies sensorielles, (cs) cicatrice du stigmate du stade précédent (Salem 2012)

La forme des stigmates prothoraciques, des plaques stigmatiques du dernier segment abdominal et les fentes stigmatiques sont un critère de diagnose des larves (Mullen, 2019).

iii. Nymphe et pupe

La pupe est formée par l'exuvie de la LIII, et conserve ainsi la segmentation larvaire (Bussieras et Chermette, 1991). Elle constitue l'enveloppe dure (le puparium) qui contient la nymphe, vouée à évoluer en imago (Schofield et Brady, 1996). Elle mesure entre 4 et 6,7 mm de longueur et 1,3 et 2 mm de largeur (Salem, 2012) et devient marron foncée au cours du développement (Meyer et Petersen, 1983) (Figure 11).

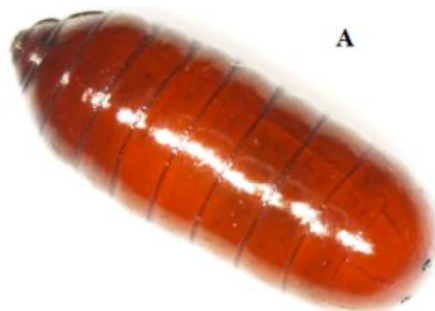


Figure 11 - Vue dorsale d'une pupe de *S. calcitrans* (Salem, 2012)

4. Biologie de *S. calcitrans*

Le cycle de *S. calcitrans* est un cycle classique qui comprend 6 stades : l'œuf, trois stades larvaires (L1, L2 et L3), la puppe et l'adulte (Figure 12).

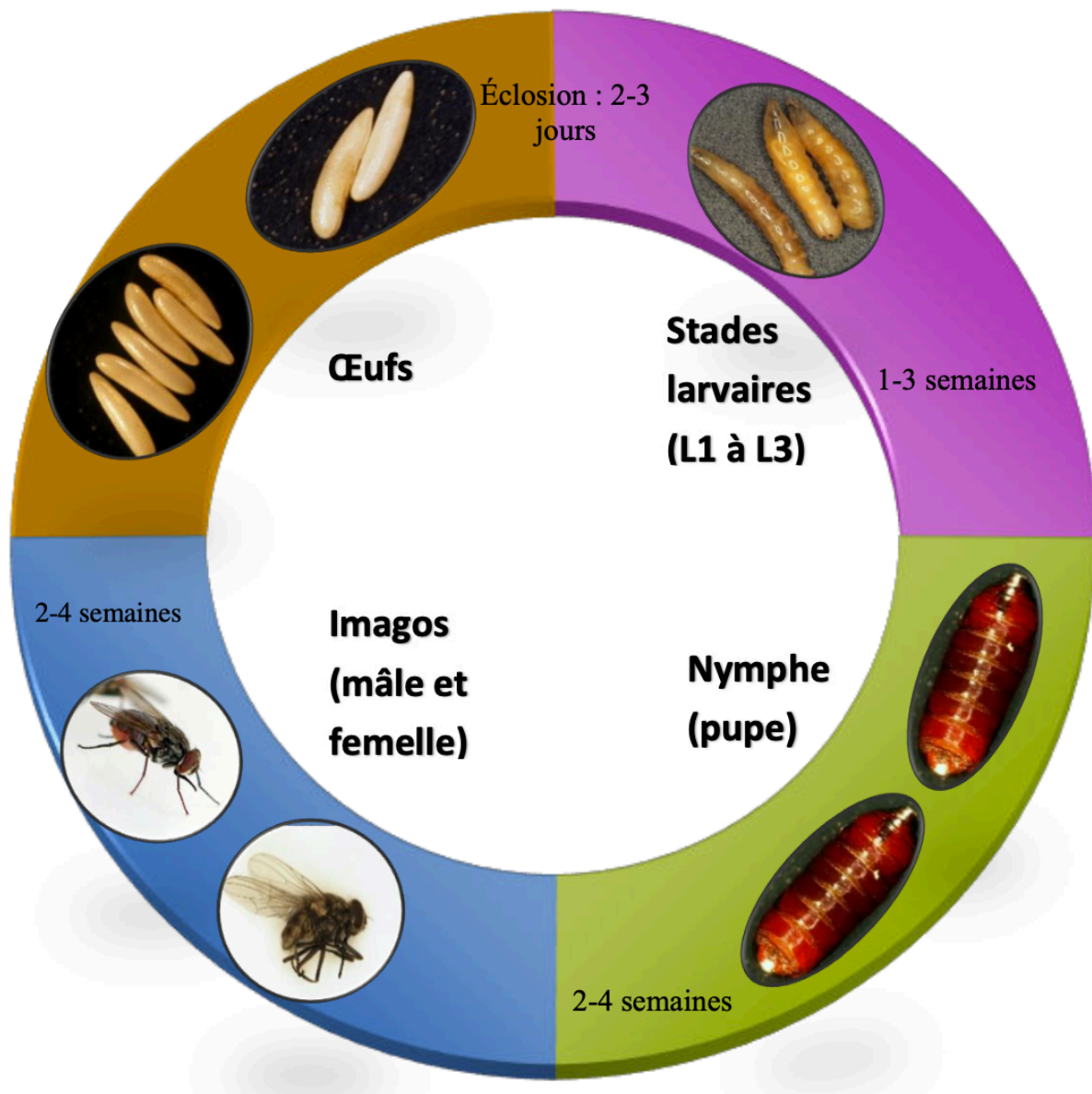


Figure 12 - Cycle de développement et de vie de *S. calcitrans* (Shukri, 2018)

Chaque évolution d'un stade à l'autre est dépendante de l'humidité et de la température. Le temps médian de développement entre l'œuf et l'émergence de l'imago est de plus de 60 jours à 15°C, alors qu'il est inférieur à 12 jours à 30°C (Lysyk, 1998). Elle est de 19 jours à 25°C (Salem, 2012). La température influe également sur la ponte. Au cours de sa vie, une femelle pond en moyenne 700 œufs si elle est maintenue à une température optimale de 25°C ; la ponte moyenne est de 30 œufs entre 15°C et 35 °C (Lysyk, 1998). De plus, il n'existe pas de

différences en termes de mortalité entre des œufs pondus à 20°C et 30°C. Une température extérieure dépassant 45 °C est cependant létale pour les œufs (Sutherland, 1979a).

Les femelles pondent préférentiellement dans la matière organique végétale (litière de paille, foin humide, tapis d'algues, tontes d'herbes humides), possiblement associée à des matières fécales en décomposition. On peut également retrouver des larves dans les sous-produits de transformation des cultures (coques d'arachide, pulpe de betterave...) (Mullen, 2019). Il semblerait que dans les régions tempérées, les stades immatures survivraient sur les substrats non gelés. Les déjections d'animaux pures semblent moins attractives que lorsqu'elles sont associées à de la matière organique végétale (Zumpt, 1973 ; Foil et Hogsette, 1994). Il semblerait que ces lieux présentent un taux d'humidité et une texture relativement friable, qui seraient alors propices au développement des œufs. L'émission de dioxyde de carbone lors de la dégradation microbienne de la matière organique constituerait un facteur olfactif attractif pour la femelle (Mihok et Clausen, 1996).

A 25°C, l'éclosion de l'œuf s'effectue 24 heures après la ponte pour, donner une larve LI, puis LII et LIII, préférentiellement sous des températures optimales comprises entre 24,3°C et 29,7°C (Sutherland, 1980). Lors de leur croissance, les larves s'immobilisent sous la matière organique en putréfaction et se tassent dans le sol humide, où elles évoluent en stade nymphal contenu dans la pupa (Meyer et Petersen, 1983).

Les pupes tolèrent des températures comprises entre 20 et 30°C (Gilles, David, et Duvallet, 2005). La durée du stade pupal varie de 6 à 26 jours sous des températures entre 21 et 26°C (Parr, 1962).

L'émergence des adultes s'effectue en moyenne 6-8 jours après la pupaison, et la durée de vie d'un adulte varie entre 2 et 4 semaines (Gilles, David, et Duvallet, 2005). La survie des femelles et des mâles est maximale à 17°C (Hafez et Gamal-Eddin, 1959). Les températures optimales de survie des adultes sont comprises entre 20 et 30°C (Sutherland, 1979b).

Stomoxys calcitrans n'effectue pas de réelle diapause hivernale : le cycle semble se poursuivre, mais de façon ralentie, avec des phases de cycle allongées (Somme, 1961). Sur des températures journalières comprises entre 5 et 15°C, les niveaux de capture observés diminuent, confirmant la diminution d'activité des stomoxes en hiver (Teulé et Jacquet, 2019).

En revanche, l'activité des stomoxes est fortement corrélée à la température extérieure. Le vol n'aurait lieu qu'au-dessus de 11°C (Lysyk, 1998). Le nombre de stomoxes prenant un repas de sang sur leur hôte est maximal entre 30 et 32°C, diminue fortement au-dessus de 34°C et est nul sous 14°C (Hafez et Gamal-Eddin, 1959).

Le premier repas d'un adulte peut avoir lieu rapidement après leur émergence. En effet, 70% se gorgent dans les premières 24 heures de vie. S'ils sont capables de vivre en se nourrissant de nectar et de pollen, le repas de sang est primordial pour la reproduction et augmente la durée de vie des individus (Salem, 2012).

Les stomoxes sont relativement sédentaires. Ils sont capables de parcourir de longues distances (jusqu'à 30 kilomètres en 24 heures), mais ne se déplacent que peu en présence abondante d'hôtes à proximité (Hogsette, Ruff, et Jones, 1987).

5. Nuisances provoquées par *Stomoxys calcitrans*

Les hôtes préférentiels des stomoxes sont les gros mammifères et les équidés, mais leur spectre d'hôtes est large et ils peuvent également attaquer le Chien ou l'Homme, notamment au niveau des chevilles et des oreilles respectivement. Leur activité est diurne, et ils sont la plupart du temps posés sur des supports : ils ne parasitent leur hôte que pour leur repas de sang. Les mâles et les femelles sont hématophages.

i. Nuisances directes

Les stomoxes attaquent de jour avec agressivité et ont un comportement harcelant qui stresse l'hôte. Chaque stomoxe effectue un ou plusieurs repas de sang durant en moyenne entre 2 et 5 minutes (Dougherty *et al.*, 1995). Chez les bovins, les stomoxes attaquent préférentiellement les zones déclives, les membres antérieurs où le pelage est plus fin, l'abdomen ou encore le scrotum. Leur piqûre douloureuse induit des mouvements de défense de l'hôte (mouvements de la queue, des oreilles, trémulations du muscle peaucier, tapement des pieds ...) qui a pour effet, la plupart du temps, d'interrompre le repas. Les stomoxes réalisent ainsi de nombreuses tentatives de piqûres avant de réussir à se gorger complètement (Zumt, 1973). Ces tentatives gênent et stressent l'animal qui dépense alors beaucoup d'énergie à la lutte, réduisant, sur une journée, le temps passé à pâturer, ainsi que la quantité ingérée (Baldacchino *et al.*, 2013).

La conséquence principale de ces nuisances directes est une baisse de la production laitière et de viande. Par exemple, il a été montré qu'un animal non traité à l'aide

d'insecticides et soumis à des attaques quotidiennes de stomoxes présentait une perte moyenne de 200 grammes de son gain moyen quotidien par rapport à un animal traité avec une molécule insecticide (Campbell *et al.*, 2001).

De plus, les bovins se regroupent dans les pâtures pour se protéger et piétinent l'herbe, à l'origine d'une perte de ressources alimentaires. Ils dépensent de l'énergie pour se défendre via des mouvements de tête, d'oreilles, de queue et des contractions cutanées (Dougherty *et al.*, 1995). Selon Wieman *et al.* (1992), le regroupement des animaux associé au stress cause 71,5% de la diminution du gain moyen quotidien (GMQ), contre 28,5% pour l'énergie utilisée pour se défendre. Enfin, lorsque l'infestation s'élève à hauteur de 100 mouches par génisse, le GMQ diminue de 20% par rapport au lot non soumis à l'infestation (Campbell *et al.*, 1987).

ii. Douleur et spoliation sanguine

Les piqûres répétées sont douloureuses, car la salive est dépourvue de molécules anesthésiantes (Cortinas et Jones, 2006). Une réaction inflammatoire et des surinfections peuvent découler de cette morsure. De plus, la salive injectée provoque une réaction immunitaire généralisée, qui peut contribuer, avec le stress, à développer une immunodépression chez l'animal.

De plus, les stomoxes consomment en moyenne 11 à 15 μ L de sang par repas, auxquels peuvent s'ajouter les pertes secondaires à la morsure (Schowalter, 1979). Ainsi, de jeunes animaux soumis à un harcèlement quotidien peuvent présenter de l'anémie chronique : la spoliation sanguine peut aller jusqu'à un litre de sang par jour, et par bovin (Barré, 1981).

iii. Transmission d'agents pathogènes

Les stomoxes sont impliqués dans la transmission de nombreux agents pathogènes d'importance médicale et vétérinaire (Tableaux 1 à 4). La plupart de ces agents sont transmis de façon mécanique, c'est-à-dire que le stomoxe joue un simple rôle de transport, à l'instar d'une seringue souillée, et qu'il n'est pas indispensable à la réalisation du cycle biologique de l'agent considéré. La transmission est alors immédiate, et ne nécessite pas une maturation de l'agent chez le vecteur. Le comportement naturel du stomoxe est favorable à une transmission immédiate : le repas sanguin est la plupart interrompue par les mouvements de défense de l'hôte ; les stomoxes peuvent alors compléter leur repas sur un autre hôte, et potentiellement

l'infecter à partir du sang contaminé resté sur ses pièces buccales au moment de l'injection de la salive (Baldacchino *et al.*, 2013).

De plus, il semblerait que les stomoxes soient capables de stocker du sang dans leur jabot qui peut être régurgité lors d'un repas ultérieur, avec, potentiellement des agents pathogènes. Une transmission retardée semblerait alors possible (Butler, 1977; Baldacchino *et al.*, 2013).

Les stomoxes sont également des vecteurs biologiques d'un nématode parasite des chevaux, *Habronema microstoma*. Le passage par le stomoxe est obligatoire pour que le cycle du parasite puisse se dérouler. Ils peuvent également transmettre biologiquement la bactérie opportuniste *Enterobacter sakazakii* qui se multiplie chez ces derniers. Cette bactérie est à l'origine d'épisodes de méningites, d'entérocolites pouvant mener à un sepsis (Mramba *et al.*, 2007).

Les tableaux suivants recensent les différents agents étiologiques pour lesquels le rôle du stomoxe dans la transmission (mécanique ou biologique) a été démontré (naturellement ou expérimentalement).

Virus

Tableau 1 - Principaux virus vectorisés par les stomoxes (d'après Baldacchino *et al.*, 2013)

Nom de la maladie	Répartition (d'après l'OIE)	Agent pathogène	Transmission
Anémie infectieuse équine (EIAV)	Mondiale	<i>Lentivirus</i>	Mécanique
Peste porcine africaine	Europe, Afrique, Asie	<i>Asfavirus</i>	Mécanique
Fièvre de West Nile	Mondiale	<i>Flavivirus</i>	Mécanique
Fièvre de la Rift Valley	Afrique, Moyen Orient	<i>Phlebovirus</i>	Mécanique
Dermatose nodulaire contagieuse	Afrique, Moyen Orient	<i>Capripoxvirus</i>	Mécanique
Herpes virose bovine	Mondiale	<i>Herpesvirus</i>	Mécanique

Leucose bovine	Mondiale	<i>Lentivirus</i>	Mécanique
Stomatite vésiculeuse	Amérique	<i>Vesiculovirus</i>	Mécanique

Bactéries et Ricksettias

Tableau 2 - Principales bactéries et ricksettias vectorisées par les stomoxes (d'après Baldacchino et al., 2013)

Nom de la maladie	Répartition	Agent étiologique	Transmission
Anthrax	Mondiale	<i>Bacillus anthracis</i>	Mécanique
Pasteurellose	Mondiale	<i>Pasteurella multocida</i>	Mécanique
Rouget	Mondiale	<i>Erysipelothrix rhusiopathiae</i>	Mécanique
Tularémie	Amérique du Nord, Europe, Afrique du Nord, Moyen-Orient, Asie	<i>Francisella Thularensis</i>	Mécanique
Méningite, entérocolite, sepsis	Mondiale	<i>Enterobacter sakazakii</i>	Biologique et mécanique
Dermatophilose	Mondiale	<i>Dermatophilus congolensis</i>	Mécanique
Anaplasmose bovine	Mondiale	<i>Anaplasma marginale</i>	Mécanique

Protozoaires

Tableau 3 -Principaux protozoaires vectorisés par les stomoxes (d'après Baldacchino et al., 2013)

Nom de la maladie	Répartition	Agent étiologique	Transmission
Trypanosomose animale	Amérique du Sud, Afrique du Nord, Asie, Europe	<i>Trypanosoma vivax</i> <i>Trypanosoma congolense</i> <i>Trypanosoma brucei brucei</i> <i>Trypanosoma evansi</i>	Mécanique
Besnoitiose bovine	Amérique du Sud, Europe, Afrique,	<i>Besnoitia besnoiti</i>	Mécanique

	Moyen-Orient, Asie		
--	-----------------------	--	--

Helminthes

Tableau 4 - Principaux helminthes vectorisés par les stomoxes (d'après Baldacchino et al., 2013)

Nom de la maladie	Répartition	Agent étiologique	Transmission
Habronérose	Mondiale	<i>Habronema microstoma</i>	Biologique

6. Moyens de lutte contre les Stomoxes

La lutte contre les stomoxes est nécessaire afin d'assurer le maintien du bien-être des animaux parasités et de prévenir la transmission d'agents pathogènes. Une bonne connaissance de la biologie des stomoxes permet de mettre en place des plans de lutte les plus efficaces possibles. De nombreuses méthodes de contrôle ont été testées, mais aucune n'est complètement efficace seule pour lutter contre *S. calcitrans*. Il est ainsi nécessaire d'associer plusieurs moyens de lutte afin de réaliser une lutte intégrée. On travaille alors sur deux axes : la lutte contre les stades immatures et la lutte contre les adultes.

i. Lutte environnementale

La lutte environnementale consiste en un contrôle des lieux de ponte et de vie des stomoxes. La gestion du fumier passe par l'empilement de celui-ci, régulièrement, afin d'augmenter la température interne et d'entraîner un défaut d'oxygénation permettant d'induire la mort des stades larvaires en développement. Toutefois, ces élévations de température sont irrégulières selon la profondeur d'enfouissement. Il est ainsi possible de recouvrir le tas de fumier par une bâche en polyéthylène noir, afin d'assurer des conditions d'anaérobiose et de température défavorables. Bien qu'efficace, cette procédure n'est pas utilisée en pratique par beaucoup d'éleveurs, car cela nécessite un empilement quotidien du fumier (Hogsette, Ruff, et Jones, 1987).

Les producteurs peuvent également brûler les résidus d'ensilage et de foin. Cependant, les résidus comportant des populations larvaires actives sont généralement humides sous la surface et doivent donc être brûlés régulièrement. Cette méthode n'est que peu utilisée, en raison du manque de praticité, des risques et des répercussions environnementales liées à l'émission de fumée (Hogsette, Ruff, et Jones, 1987).

ii. Lutte biologique

La lutte biologique consiste en l'utilisation d'espèces de parasitoïdes qui nuisent au développement et à la survie des populations de stomoxes. Les parasitoïdes sont des insectes qui se développent aux dépens d'autres arthropodes : généralement au stade de larve ou de nymphe, ils consomment les tissus d'un autre arthropode, ce qui conduit à sa mort. Une fois adulte, les parasitoïdes sont libres et la femelle recherche un nouvel hôte pour pondre ses œufs. Parmi eux, des parasitoïdes de la famille des *Pteromalidae* (Hyménoptères) sont reconnus comme ayant un grand potentiel pour la lutte biologique contre les stomoxes. Les femelles adultes pondent leurs œufs au sein des pupes de stomoxes, la larve puis la nymphe de ce parasitoïde se développe au détriment de la pupa de stomoxe qui est détruite puis meurt.

Skovgård et Jespersen (1999), en récoltant des pupes dans des élevages au Danemark, ont identifié dix espèces de parasites des pupes, essentiellement des hyménoptères et des coléoptères. Un programme a été mis en place au Danemark en 1996 afin d'utiliser des populations sauvages de parasitoïdes des pupes et ont mis en évidence un intérêt en l'utilisation de *Spalangia cameroni* et de *Muscidifurax raptor*, qui semblent être des potentiels candidats au contrôle de *S. calcitrans*.

Quelques espèces fongiques ont également été mises en évidence comme parasitant les pupes de *M. domestica* mais peu d'informations sont disponibles pour la lutte contre les stomoxes. Lopez-Sanchez *et al.* en 2012 ont cependant démontré un taux de mortalité avoisinant 90% des stomoxes en utilisant des isolats de *Metarhizium anisopliae sensu lato* et de *Beauveria bassiana*. Ces populations fongiques sont majoritairement retrouvées sur le sol des stabulations, notamment au Mexique, lieu de l'étude. De plus, la plupart des espèces parasitoïdes de nature fongique sont connues comme étant très efficaces contre *M. domestica*, ce qui offre des perspectives de parasitisme croisé avec les stomoxes, et permettrait d'inclure cette alternative dans la lutte intégrée contre les insectes piqueurs (Skovgård et Steenberg, 2002).

Sur l'île de la Réunion, en 1994, un programme visant à éradiquer les hémoparasitoses des bovins a été mis en place et comprenait l'usage de lâchers bimensuels de *Spalangia nigroaena*, hyménoptère parasitoïde pondant dans la pupa et y devenant un adulte au détriment du stomoxe, la pupa n'étant plus viable. Ce programme, appelé POSEIDOM (Programme d'Options Spécifiques à l'Eloignement et à l'Insularité des Départements français d'Outre-

Mer), a été abandonné en raison de la difficulté à obtenir des populations suffisantes d'hyménoptères.

Des nématodes entomopathogènes du genre *Heterorhabditis*, comme *Heterorhabditis bacteriophora* et *Heterorhabditis baujardi* ont également été étudiés (Leal *et al.* 2017). Ces nématodes entraînent une forte mortalité des larves de stomoxes. Ces nématodes ont une distribution géographique large, et localisent leurs hôtes grâce à leurs produits d'excrétion, et les gradients de dioxyde de carbone et de température entre eux et leur hôte. Ainsi, lorsque leur hôte est atteint, les nématodes pénètrent soit par leurs orifices naturels ou par la cuticule, et migrent jusqu'à l'hémocèle où ils libèrent leurs bactéries symbiotiques qui tuent l'hôte après une émission de toxines. Quelle que soit la concentration de parasites par larve, une mortalité supérieure à 90% a été observée après 4 jours d'exposition pour *H. bacteriophora* et supérieure à 70% après 6 jours pour *H. baujardi*. Leur utilisation pourrait ainsi être prometteuse (Leal *et al.*, 2017).

La principale difficulté de l'usage d'espèces parasitoïdes réside dans le fait qu'il est impératif de les produire en grandes quantités et de façon continue, ce qui n'est pas encore d'actualité. En revanche, la découverte récente de l'efficacité des nématodes entomopathogènes sur les stomoxes constitue un axe de recherche, car leur principal avantage est leur virulence, leur facilité de production *in vitro*, ainsi que leur spectre d'hôtes larges, leur spécificité pour les arthropodes et leur haut potentiel reproducteur (Leal *et al.*, 2017).

Mesures sanitaires ou hygiéniques

iii. Lutte chimique

Les moyens de lutte chimique à disposition sont majoritairement des insecticides en *pour-on* ou en pulvérisations directement sur les animaux. Cependant, dans la plupart des formulations d'insecticides, la rémanence est assurée par le film lipidique présent à la surface de la peau. Le cheval ayant une production moindre de sébum, il n'existe aucun produit efficace et rémanent pour protéger ce dernier des insectes volants. De nombreux traitements sont appliqués directement sur les animaux, sous différentes formes et principes actifs.

a. Insecticides neurotoxiques :

En premier lieu, les insecticides de la famille des **pyréthroïdes** de synthèse sont utilisés. Ils permettent d'empêcher la transmission pré-synaptique du potentiel d'action en inhibant la fermeture des canaux sodiques, entraînant ainsi une paralysie tonique de l'insecte. Ils

présentent alors un effet caractéristique de cette famille : l'effet « **knockdown** ». Ainsi, les insectes se retrouvent paralysés très rapidement grâce à l'action directe sur le ganglion cérébral, ce qui les empêche de parasiter un autre animal. Ce knock-down peut être réversible. En présence de lumière, il y a une photo-dégradation des pyréthrinoïdes qui est observée.

Les **pyréthrinoïdes** agissent par contact et passage à travers la cuticule de l'animal. On peut les utiliser en pulvérisation, en boucles auriculaires (cyperméthrine, FLECTRON®) ou en *pour-on* à effet de surface (deltaméthrine majoritairement ; BUTOX®, DELTOSPOT®, DELTANIL®...). Leur utilisation en élevage bovin est conséquente. Ils possèdent une faible toxicité sur les mammifères, mais sont extrêmement toxiques pour les populations aquatiques. Leurs temps d'attente très courts permettent leur utilisation en élevage laitier.

On retrouve également les **néonicotinoïdes**, qui bloquent les récepteurs nicotiniques post-synaptiques et entraînent une paralysie spastique. Leur cible étant spécifique aux insectes, ils présentent une faible toxicité. Cependant, aucune spécialité n'est disponible en France en application sur les bovins. Cette famille comprend notamment l'imidaclopride et le dinotéfurane, utilisés dans la lutte contre les puces chez les carnivores domestiques. A cause de leur forte toxicité sur les insectes pollinisateurs, certains néonicotinoïdes (clothianidine, thiaméthoxane et imidaclopride) ont été interdits pour les cultures.

Les **endectocides** comprenant les avermectines et les milbémycines sont utilisables en élevage. Ils ont un effet GABA-mimétique et provoquent l'ouverture des canaux chlorures, entraînent une hyperpolarisation de la cellule nerveuse ce qui diminue la transmission du potentiel d'action. De plus, ils exercent un effet inhibiteur au niveau des synapses neuromusculaires. On les retrouve sous formes de *pour-on* mixtes (DECTOMAX®, EPRINEX®, CYDECTINE® ...) et en solution injectable (IVOMEK®, DECTOMAX®, CYDECTINE®...) notamment. En revanche, les endectocides sont à l'origine d'une toxicité environnementale via la destruction d'espèces non-cibles, notamment dans les excréments. Leur temps d'attente s'étend de 14 à 35 jours selon la forme galénique utilisée. Ils sont interdits en lactation car ils sont lipophiles. Ils sont toxiques pour les organismes aquatiques et les insectes pollinisateurs.

Les **spinosynes** sont des insecticides adulticides et larvicides, dont la structure hétérosidique est semblable aux endectocides. Leur mécanisme d'action comprend une action insecticide par action GABA antagoniste et cholinomimétique, entraînant une paralysie de l'organisme touché. Leur action est rapide par ingestion ou par contact. Il n'existe pas de mécanismes de

résistance croisée avec les néonicotinoïdes et GABAergiques, car les récepteurs sont différents. Ces molécules sont facilement biodégradables : elles sont donc non rémanentes dans le milieu extérieur. La toxicité est faible pour les vertébrés, mais forte pour les insectes pollinisateurs notamment, restreignant leur usage en élevage.

b. Régulateurs de croissance

On peut utiliser des régulateurs de croissance **sur les sites de reproduction** des stomoxes. Ces molécules se scindent en deux principaux groupes :

- Les **inhibiteurs de la synthèse de chitine** : ces molécules agissent par blocage de la chitine estérase, soit par blocage de la synthèse des protéines de la paroi. Les œufs ne peuvent donc éclore et/ou les larves ne peuvent muer correctement et passer au stade supérieur. Les molécules disponibles pour un usage agricole sont le flufenoxuron, le lufenuron, la cyromazine, le diflubenzuron. Donahue *et al.* (2017) ont testé l'efficacité de deux composés contenant de la cyromazine sur les populations de *S. calcitrans* et ont démontré une forte efficacité, voire une efficacité totale sur l'inhibition du développement des stomoxes. Cependant, l'usage de la totalité de ces molécules est interdit en France.
- Les **analogues de l'hormone juvénile** agissent par contact ou ingestion sur les stades qui ne contiennent pas ou plus d'hormones juvéniles (œufs, larve III). Ils inhibent ainsi l'éclosion et/ou la pupaison en fonction de la molécule utilisée. Les molécules commercialisées en médecine vétérinaires sont le pyriproxyfène, le fenoxycarb et le méthoprène. Cependant, aucune spécialité n'est encore disponible en élevage. En revanche, leur utilisation chez les animaux de compagnie est importante.

iv. Lutte mécanique par piégeage

Cette lutte se base sur l'utilisation des pièges pour attirer et intercepter les insectes adultes. Ces pièges se basent sur des mécanismes d'attraction reposant sur les sens des insectes, notamment la vue (couleur, contraste, mouvements) et l'odorat. Initialement développés pour étudier la dynamique des populations de stomoxes, ils peuvent faire partie des mécanismes de lutte intégrée en association avec d'autres procédés.

A l'intérieur de la stabulation, des pièges électriques peuvent être utilisés pour attirer les insectes par rayonnements ultraviolets. De plus, la suspension de pièges à mouche collants

est un moyen peu onéreux de piéger certains insectes piqueurs. En revanche, leur utilisation ne permet pas un piégeage spécifique, et peut donc nuire aux populations non-cibles.

En milieu extérieur, de nombreux pièges ont été utilisés et testés, notamment les pièges VAVOUA et NZI.

Les pièges Vavoua ont été, dans un premier temps, utilisés en Afrique sub-saharienne pour lutter contre les glossines (*Glossina spp*) ou mouche « tse tse ». Ils sont composés d'écrans bleus de longueur d'onde optimale, cousus à 120 ° et maintenus en place par un cône en tulle de moustiquaire au sommet. Au sommet du piège, un dispositif anti-retour et une boîte collectent les insectes qui ont été piégés, comme présenté en Figure 13. Ces pièges sont ensuite plantés à l'aide de piquets, à moins de 50 centimètres du sol, car les stomoxes volent entre 30 centimètres et 1 mètre du sol (Hansen *et al.*, 1951). L'exposition au soleil est également primordiale afin d'avoir une réflectance de la couleur optimale pour attirer les stomoxes.

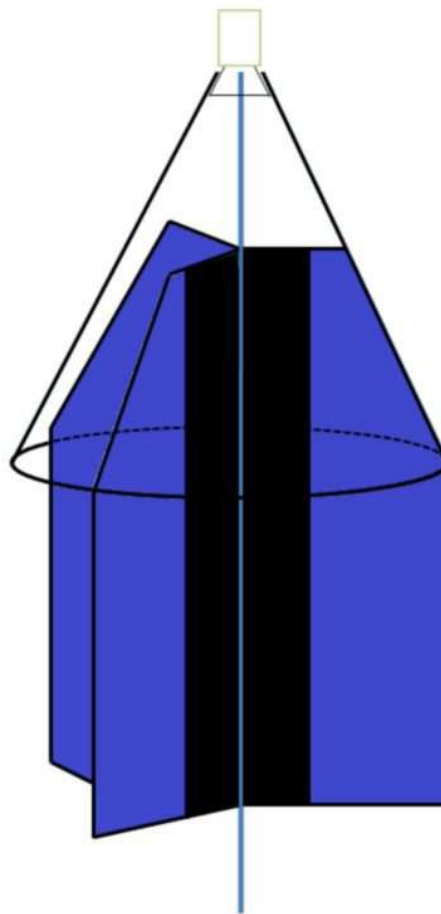


Figure 13 - Représentation graphique du piège Vavoua (Badelon, 2016)

Les pièges NZI (présentés en Figure 14), développés pour capturer les Tabanidés, ont montré une bonne efficacité dans le piégeage des stomoxes (Mihok *et al.*, 2002 ; Mihok *et al.*, 2007) en Afrique et aux Etats-Unis. Ils sont composés d'une pièce de tissu triangulaire avec deux ailes de couleur bleue phtalogène, attractive pour les stomoxes. Mihok et Carlson (2007) ont testé l'efficacité d'une alternative au piège NZI, utilisant des planches de contre-plaqué peintes à la place du tissu. Les résultats de cette étude n'ont montré aucune différence significative entre le piège NZI en tissu et celui en contreplaqué, ce qui permet de bénéficier des avantages de cette nouvelle génération de pièges (une solidité supérieure, notamment).



Figure 14 - Piège NZI (source: G. Duvallet)

Les points communs entre ces deux pièges sont le contraste entre les couleurs, qui leur permettent d'attirer les stomoxes plus efficacement. Cependant, la couleur et la nature du tissu sont très importantes, car à longueurs d'onde identiques, la stabilité de la couleur est modifiée selon les intempéries auxquelles sont soumis les pièges (Laveissière *et al.*, 1987).

De plus, les stomoxes ayant un odorat très développé, des attractifs olfactifs peuvent être utilisés afin d'améliorer l'efficacité des pièges, notamment l'acétone, l'octénol (responsable en partie de l'odeur des bovins), ainsi que le crésol (présent dans l'urine des mammifères). Ils sont généralement placés proche ou en dessous du piège.

7. Phénomènes de résistance aux molécules insecticides et obstacles à l'utilisation d'un procédé unique :

Les pyréthroïdes en *pour-on* sont les insecticides les plus utilisés en France : la pose de boucles auriculaires à base de cyperméthrine et l'application *pour-on* de deltaméthrine sont des pratiques courantes en élevage bovin.

Une utilisation accrue de ces molécules chimiques peut être à l'origine de l'apparition de phénomènes de résistance.

Différentes études rapportent la détection de résistance chez les stomoxes dans différentes régions du monde. Il a été démontré en 1994 (Cilek et Greene, 1994) qu'une résistance des stomoxes à deux organophosphorés (dichlorvos et stirofos) et à un pyréthroïde (la perméthrine) a été détectée aux Etats-Unis, dans le Kansas. Dans cette étude, il apparaît que la résistance au dichlorvos était plus importante que celle au stirofos et à la perméthrine. Cette étude est la première ayant mis en évidence un phénomène de résistance des stomoxes à la perméthrine, malgré l'absence de traitement insecticide dans certains lots (une application ou moins par an).

Une étude menée par Salem *et al.* (2012), a identifié pour la première fois en France une population de stomoxes résistante aux pyréthrinoides. Cette population, provenant du campus de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, présentait une résistance accrue à 5 pyréthrinoides (cyperméthrine, deltaméthrine, fenvalérate, lambda-cyhalothrine et perméthrine). En revanche, les populations de stomoxes prélevées dans un élevage pratiquant l'agriculture biologique et n'utilisant pas de traitement insecticide, restaient sensibles aux molécules citées précédemment (Salem, 2012).

Plus récemment, Tainchum *et al* (2018) ont étudié les taux de sensibilité aux pyréthrinoides de quatre populations sauvages de *S. calcitrans* capturées dans des élevages présentant de fortes incidences sérologiques de besnoitiose. Les résultats obtenus dans cette étude ont montré que les doses recommandées de deltaméthrine et de cyperméthrine ne contrôlent pas de façon totale les populations dans les 5 lieux d'étude.

Du point de vue génétique, la source de ces résistances est encore en cours d'étude. Après amplification et séquençage, une séquence TTT à la place de CTT a été mise en évidence sur des échantillons de l'ENVT, remplaçant la leucine par la phénylalanine en position 1014. Cette mutation est appelée allèle *kdr*, différent de l'allèle *kdr-his* déjà associé à la résistance aux pyréthrinoides. Olafson *et al* (2019) ont effectué une étude sur des populations sauvages provenant des Etats Unis, de Thaïlande, du Costa Rica et sur 30 stomoxes provenant de l'ENVT. Sur les 30 stomoxes de l'ENVT, 85% présentaient l'allèle *kdr* (dont 80% à l'état homozygote), 12% l'allèle *kdr-his* (dont 7% à l'état homozygote), et 3% possèdent la version sauvage du gène avec l'acide aminé leucine, tous à l'état homozygote. 10% des individus sont hétérozygotes *kdr-his* / *kdr*, ce qui confirme l'existence d'une population de stomoxes résistante aux pyréthrinoides sur le campus de l'ENVT.

Les traitements insecticides sur les hôtes présentent de nombreux obstacles et objectifs à atteindre afin d'effectuer une lutte efficace. Tout d'abord, il faut s'assurer que les composés se retrouvent en concentrations suffisantes au niveau des zones de nourrissage des stomoxes, à savoir les membres et les parties déclives. La rémanence doit être satisfaisante et le temps de contact entre le stomoxe et l'insecticide doit être suffisant. Enfin, l'impact environnemental n'est pas à négliger, de même que l'apparition de phénomènes de résistances aux insecticides utilisés.

Il est ainsi nécessaire de développer, dans les années à venir, une lutte associant des mesures hygiéniques, mécaniques et une application raisonnée d'insecticide.

Le projet Flyscreen, dans lequel notre étude s'inscrit, vise à développer une méthode alternative d'application d'insecticides : sur des panneaux et non sur l'animal, avec pour but de limiter l'apparition de phénomènes de résistance.

II. Le projet FlyScreen :

L'étude menée s'inscrit dans un projet scientifique, le projet Flyscreen, dont le but est de développer des écrans attractifs recyclables imprégnés d'insecticides (notamment de la famille des pyréthrinoïdes) pour le contrôle des mouches hématophages parasites du bétail : les stomoxes et les glossines afin de diminuer l'utilisation d'insecticides sur l'animal et ainsi limiter la contamination des denrées alimentaires d'origine animale et de l'environnement. Ce projet, financé par l'Agence Nationale de Recherche (ANR 15 cE35-0003) et coordonné par le Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement (CIRAD) a regroupé de nombreux partenaires internationaux : l'ENVT, l'Université de Montpellier, le CIRAD, l'Université de Kasetsart en Thaïlande, le CIRDES à Bobo-Dioulasso et un partenaire industriel, A to Z, situé en Tanzanie. Ce dernier a assuré la production des panneaux utilisés au cours de notre étude, et de l'ensemble du projet.

Le projet s'est déroulé en six phases, réparties du 1^{er} octobre 2016 au 30 septembre 2019.

1. Une étude préliminaire, réalisée en Thaïlande, a tout d'abord évalué l'impact économique des mouches hématophages sur la production de viande et de lait (Bongsaen *et al.*, 2019, soumis à publication).
2. Dans un second temps, des études portant sur l'optimisation de l'attractivité des panneaux pour les stomoxes ont permis de mettre en place une première génération

de panneaux dont les qualités optiques optimales ont été évaluées. Dans le même temps, l'attractivité des panneaux envers les insectes pollinisateurs non-cibles a été évaluée via des films collants transparents appliqués sur les panneaux placés à proximité de ruches.

Les résultats de ce groupe d'études préliminaires ont permis de mettre en évidence une attraction accrue des stomoxes pour les panneaux de couleur blanche. Le choix final s'est donc porté sur les panneaux que nous avons utilisés au cours de notre étude et utilisant du blanc et du bleu, avec une réflectance dans les 460 nm connue pour être spécifique des Muscidae.

3. La phase trois du projet visait, quant à elle, à comparer les performances en matière de mortalité des insectes hématophages testés entre des panneaux utilisant un composé insecticide et des panneaux utilisant des poudres abrasives, notamment de la terre de diatomée.

Les résultats de cette étude ont statué sur une inefficacité de la terre de diatomée sur la mortalité des insectes ciblés. La priorité a ainsi été donnée aux insecticides chimiques, notamment les pyréthrinoïdes que nous utiliserons durant notre étude.

De plus, durant cette phase, la technique d'incorporation de l'insecticide a été étudiée, permettant de créer des panneaux avec un composé insecticide incorporé durant la phase d'extrusion du polymère. Ce nouveau mode d'incorporation permet une libération lente et prolongée de la molécule au cours du temps, une absence d'oxydation du composé insecticide sur le substrat, et l'introduction d'un filtre anti rayons ultra-violets afin de prévenir les effets délétères des rayons du soleil sur l'efficacité des panneaux.

4. La quatrième phase de développement a permis de créer les panneaux plastiques que nous avons utilisés, avec toutes les caractéristiques décrites précédemment.
5. Notre étude constitue alors en une partie de la cinquième phase du projet FlyScreen. L'objectif de cette partie était de tester l'évolution de l'efficacité des panneaux placés en extérieur au cours du temps en utilisant la méthode standardisée de contact tarsal sur trois populations de mouches de laboratoires différentes :
 - a. *Stomoxys calcitrans* à l'ENVT, France
 - b. *Stomoxys calcitrans* à la Kasetsart University, Thaïlande
 - c. *Glossina palpalis* au CIRDES, Burkina Faso

Parallèlement, la contamination environnementale liée à l'installation des panneaux fut étudiée.

6. Enfin, la sixième phase consistait à tester les panneaux dans des élevages de chevaux et de bovins dans des zones tempérées (France) et tropicales (Thaïlande).

Notre rôle dans ce projet était ainsi de tester l'évolution de l'efficacité des panneaux au cours du temps après une exposition sur le campus de l'ENVT, sur une population de stomoxes (*S. calcitrans*) de laboratoire à l'aide d'un protocole standardisé.

MATERIEL ET METHODE

I. L'élevage

Le service de Parasitologie de l'ENVT maintient au sein de son insectarium un élevage de *S. calcitrans* depuis 2009, issu de populations sauvages capturées sur le campus de l'ENVT. Aucune réintroduction n'a été réalisée depuis 2010 et l'élevage est entretenu sans contact avec aucun insecticide. Cet élevage est décrit dans l'article de Salem *et al.* (2012). Voici brièvement les étapes importantes de leur cycle en insectarium.

Les stomoxes adultes sont maintenus dans des cages posées sur des bacs remplis d'une fine couche d'un mélange de vermiculite (un matériau minéral naturel de formule chimique $(\text{Mg,Ca})_{0,7}(\text{Mg,Fe,Al})_6(\text{Al,Si})_8\text{O}_{22}(\text{OH})_4 \cdot 8\text{H}_2\text{O}$) et de terreau. De l'herbe humidifiée est placée sous les cages à adultes, et est recouverte d'un tissu plastifié noir. L'herbe qui va se décomposer progressivement va stimuler la ponte des femelles. En effet, la ponte s'effectue sur la base de la cage, en contact avec le tissu plastifié, ce qui permettra la collecte des œufs. Les adultes sont nourris avec du sang de bovin placé dans des nourrisseurs artificiels en verre dont la base est recouverte d'une couche de film de laboratoire (Parafilm M®), mimant la sensation naturelle de la peau (Figure 15). De l'eau chaude est diffusée dans la double paroi du nourrisseur à l'aide d'une pompe afin de maintenir le sang à une température d'environ 38°C, correspondant à la température corporelle des bovins. Le sang est changé toutes les 24 heures. Des cotons imbibés d'eau et du miel, assurant l'apport énergétique, sont également mis à disposition des mouches dans les cages. Les œufs sont pondus dans les 24 à 48h après chaque repas sanguin. Ainsi, les cages à adultes sont soulevées tous les jours afin de contrôler la présence d'œufs sur le tissu plastifié et les œufs sont ensuite transférés dans des bacs larvaires, contenant le mélange vermiculite + terreau maintenu humide par un ajout quotidien d'eau. Le bac est incliné de façon à obtenir un gradient d'humidité, afin que les larves LIII puissent trouver la zone adéquate pour la pupaison (notamment le haut du bac larvaire, dans lequel l'humidité est moins importante), et évoluent jusqu'au stade nymphal, qui dure 4-5 jours en moyenne. Les larves sont nourries quotidiennement avec un aliment nutritif fabriqué au laboratoire de l'ENVT. Les adultes émergent du bac larvaire dans les 20 jours en moyenne qui suivent le dépôt des œufs, et sont retenus par un voile recouvrant le bac. Les adultes nouvellement émergés sont aspirés et placés dans une nouvelle cage.

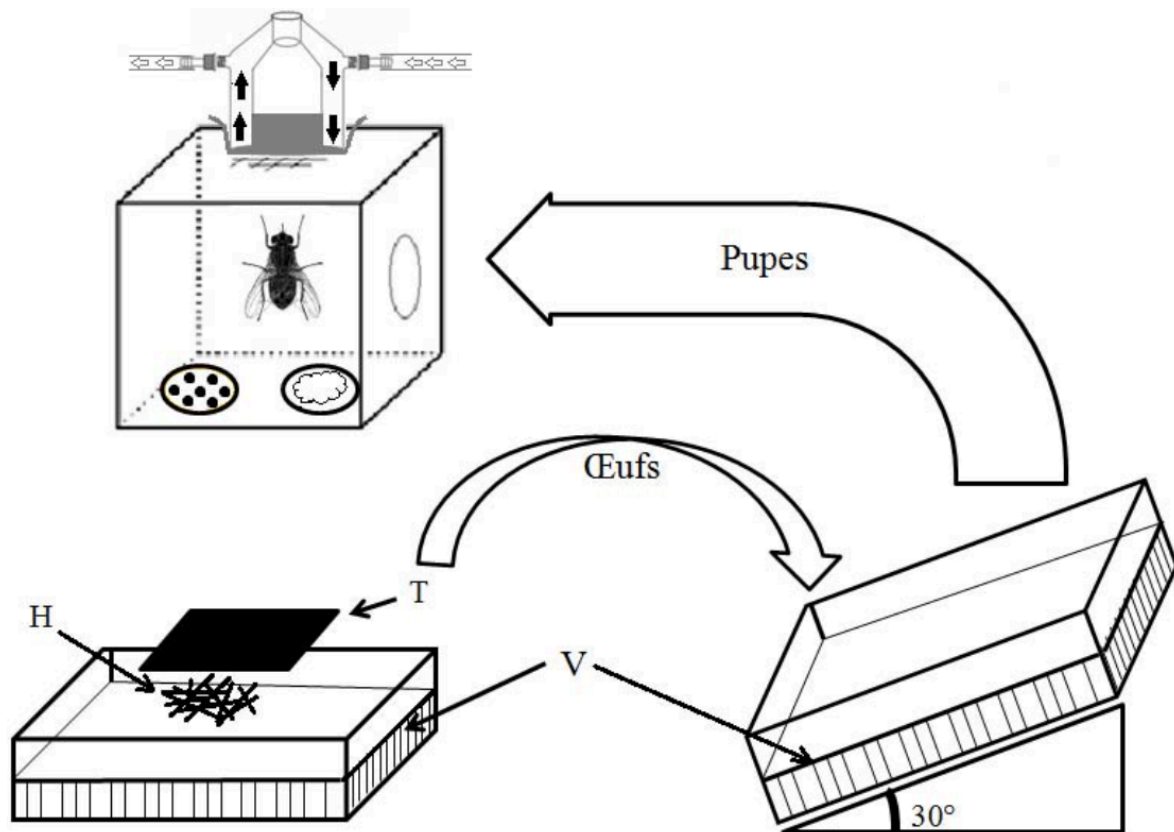


Figure 15 - Cycle d'élevage des stomoxes. (T) tissu à ponte, (V) vermiculite, (H) herbe (d'après Salem, 2012)

Le local est maintenu à $25 \pm 2^\circ\text{C}$ avec une humidité relative de $50\% \pm 10\%$, éclairé 12 heures par jour, avec également un éclairage naturel.

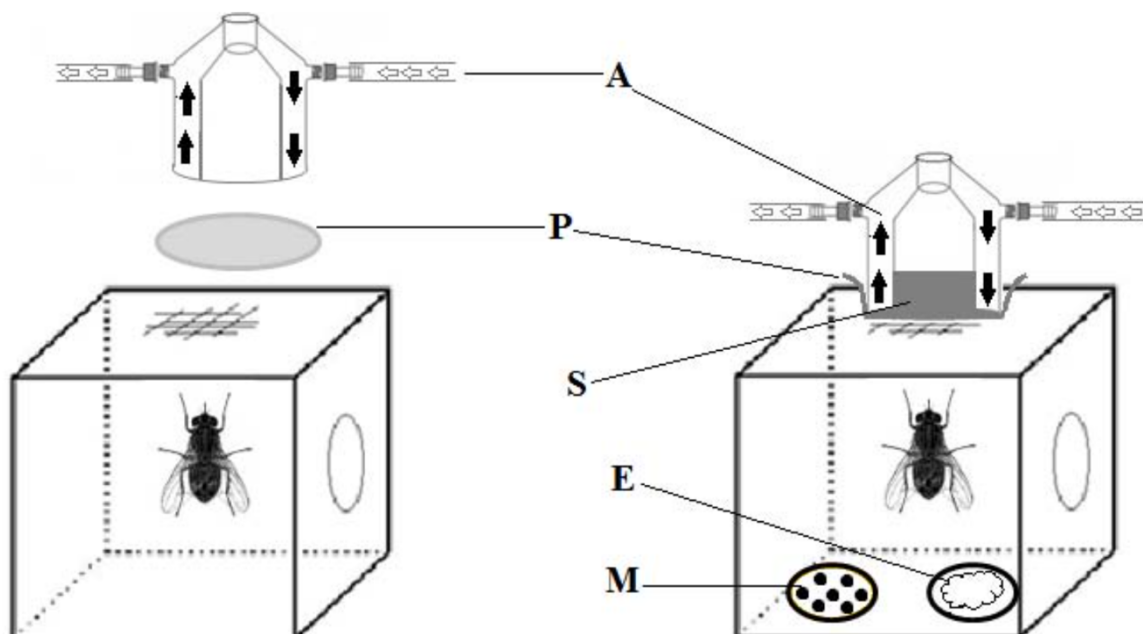


Figure 16 - Schéma du système d'alimentation des stomoxes adultes. (A) eau chauffée à 38°C , (P) membrane-parafilm, (S) sang dans la chambre intérieure du nourrisseur, (M) miel, (E) coton imbibé d'eau (Salem, 2012)

Depuis l'étude de 2012 réalisée par Salem *et al.*, la sensibilité de l'élevage vis-à-vis des pyréthrinoïdes n'a pas été à nouveau évaluée. Ainsi, la sensibilité de l'élevage pour la deltaméthrine a été contrôlée avant de commencer les expérimentations.

II. Sensibilité de l'élevage : réalisation de la courbe dose-réponse à la deltaméthrine

Nous avons utilisé la méthode des cônes imprégnés d'insecticides, adaptée de la méthode des tubes OMS (Salem *et al.*, 2012).

Pour établir la dose létale 50% et 90%, les stomoxes ont été exposés à 10 doses croissantes de deltaméthrine (entre 0 et 370 mg/m²).

Des disques de papier filtre (Whatman, 185 millimètres de diamètre) ont été séparés en deux moitiés et imprégnés de 2 mL d'acétone pour le groupe contrôle, ou avec une solution composée d'acétone et de l'insecticide testé. Une fois secs, ces disques ont été pliés pour former un cône.

Des disques de papier filtre (Whatman, 90 millimètres de diamètre) ont été traités de la même façon avec 940 µL de chaque solution. Chaque cône a été placé dans un container plastique de 5 centimètres de diamètre et 10 centimètres de hauteur, et couverts par un écran contenant un trou de 1 centimètre de diamètre (voir Figures 17 et 18), permettant l'introduction des mouches.



Figure 17 - Photographie du dispositif une fois les stomoxes introduits (photographie originale)

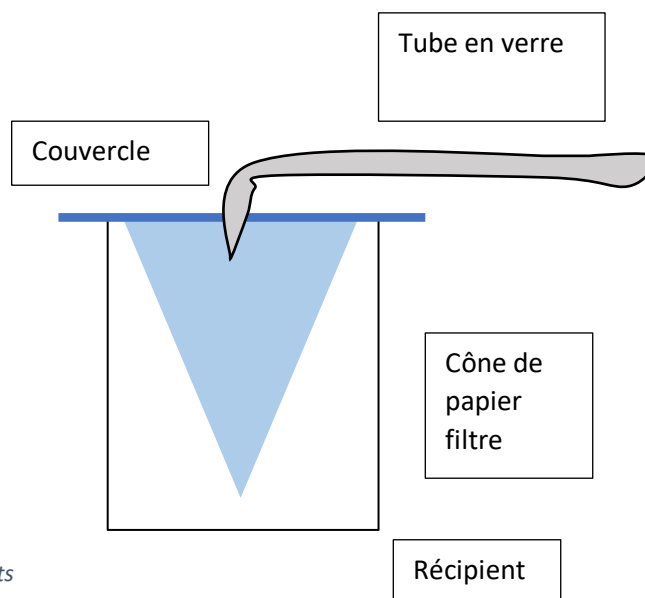


Figure 18 - Insertion des stomoxes dans le dispositif à l'aide de la machine aspirative

Dix stomoxes adultes d'entre 5 et 10 jours (mâles et femelles) sont aspirés de la colonie et introduits dans le cône à travers l'écran par le trou de 1 centimètre, puis le cône est refermé à l'aide d'un disque de papier filtre (Whatman, 90 mm) et le couvercle est placé sur le récipient plastique. Les stomoxes sont ensuite laissés dans le cône et la mortalité est estimée à 1 heure (effet knock-down) puis après 24h d'exposition. Les individus présentant une perte d'équilibre et qui n'ont pas la capacité de s'envoler sont considérés comme "morts".

On réalise 4 réplicats pour chaque concentration et on utilise un lot témoin exposé à des papiers imprégnés d'acétone uniquement. Cela permet par la suite d'obtenir la courbe dose-réponse (pourcentage de mortalité obtenue en fonction du log des concentrations), et la dose létale 50 (ou LD₅₀), qui correspond à la dose minimale permettant de tuer 50% de la population.

Les valeurs obtenues pour la population à tester doivent être comparées à celles obtenues pour la population sensible de référence. L'obtention des LD₅₀ pour chaque population permet par la suite calculer le ratio de résistance (ou RR₅₀), qui est le rapport de la LD₅₀ de la population à tester sur celle de la population sensible de référence.

La valeur de ce ratio permet de quantifier le niveau de résistance de la population (d'après l'organisation mondiale de la santé, 2016)

$RR_{50} < 5$ = la population testée est sensible

$5 < RR_{50} < 10$ = la population testée présente une résistance modérée

$RR_{50} > 10$ = la population testée présente un haut niveau de résistance

Malheureusement suite à un traitement insecticide accidentel des locaux adjacents à l'insectarium, l'élevage de mouches sensibles, maintenus jusqu'en 2013, a été perdu. Ainsi, les résultats que nous avons obtenus ont été comparés à ceux obtenus avec la souche sensible utilisée lors du travail de Salem *et al.* en 2012.

III. Test des panneaux imprégnés de pyréthroïdes sur les stomoxes de l'élevage de l'ENVT

L'étude menée par notre équipe s'est déroulée de novembre 2017 à août 2020, en trois étapes et a testé trois générations de panneaux successives.

- La première étape s'est déroulée du 13 novembre 2017 au 17 mars 2018. Elle consistait en un test permettant de former le manipulateur et d'effectuer une étude préliminaire de l'efficacité d'une première génération de panneaux imbibés de deltaméthrine.
- La seconde phase s'est déroulée de juillet 2018 à juillet 2019, et consistait à tester trois différents types de panneaux : Sample 1, Sample 2 et Sample 3, avec respectivement une incorporation de deltaméthrine pour le Sample 1, de bifenthrine pour le Sample 2 et de bifenthrine associée à la B2-bifenthrine pour le Sample 3.
- La troisième phase a permis de tester une troisième génération de panneaux, de janvier 2020 à août 2020. Deux types de panneaux ont été testés durant cette phase : le Sample 1' (composé de bifenthrine seule), et Sample 2' (composé de deltaméthrine seule).

1. Panneaux de première génération

Les panneaux de deuxième génération sont des écrans de plastique bleu d'une réflectance de 460 nanomètres et blancs, chacun se présentant également sous forme d'un carré de 60 cm par 60 cm de côté. Les panneaux sont fixés à des cadres métalliques carrés sur pied et plantés dans le sol, d'orientation est/ouest afin de permettre une exposition maximale aux rayons du soleil durant la journée. Le rectangle bleu est orienté horizontalement. Le montage est présenté en Figure 19.

Ces panneaux sont également soumis à un brevet.

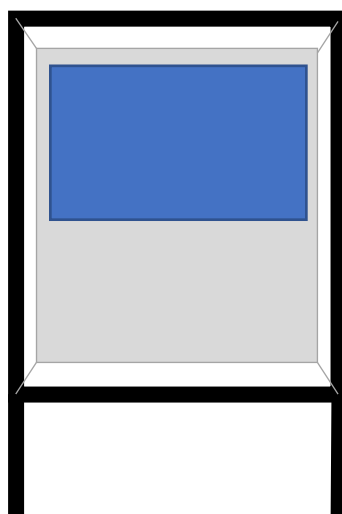


Figure 19 - Représentation du montage des panneaux sur les cadres métalliques

Pour rappel, les panneaux sont imbibés de Deltaméthrine pour le Sample 1, de Bifenthrine pour le Sample 2, et de Bifenthrine et Bifenthrine B2 pour le Sample 3. Les montages sont présentés en Figures 20, 21 et 22.



Figure 20- Montage du panneau Sample 1 (Deltaméthrine)



Figure 21- Montage du panneau Sample 2 (Bifenthrine)



Figure 22 - Montage du panneau Sample 3 (Bifenthrine+ B2 Bifenthrine)

2. Panneaux de la deuxième génération

Les panneaux utilisés sont des écrans de plastique blancs et bleus d'une réflectance de 460 nanomètres. Chacun se présente sous forme d'un carré de 60 cm par 60 cm de côté, et sont fixés de la même façon qu'expliqué précédemment au cadre métallique, et toujours orientés est/ouest. Ces panneaux sont néanmoins fixés de façon à ce que le rectangle bleu soit orienté verticalement. Ces panneaux sont également soumis à un brevet.



Figure 23 - Montage et placement des panneaux de la 3ème génération. Les 4 panneaux de gauche sont imbibés de deltaméthrine, ceux de droite de bifenthrine.

IV. Localisation et orientation des panneaux

1. Localisation de la première génération

Les panneaux ont été placés au sein du site de l'ENVT, proche de la bergerie et du bâtiment d'anatomie pathologique (Figure 24).

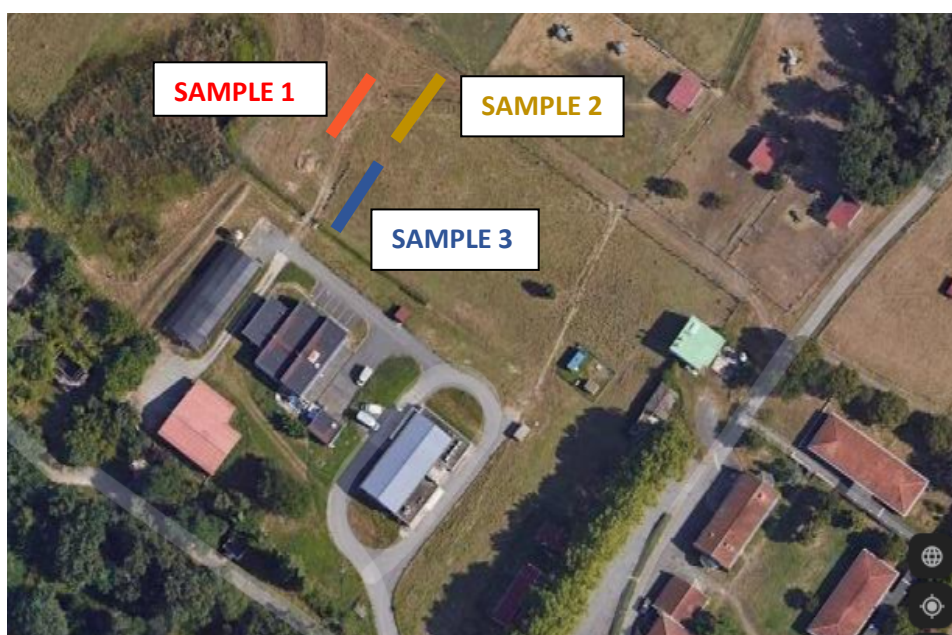


Figure 24 – Emplacement des panneaux au sein de l'ENVT

Sept panneaux de chaque type ont été placés côte à côte, avec la même exposition est-ouest. Leur disposition est décrite sur la Figure 25.

Pour chaque génération de panneaux, un quadrillage a été réalisé sur chaque panneau, à l'aide d'un feutre permanent en un quadrillage comportant 3 carrés blancs et 3 carrés bleus de 16 centimètres de côté. Le recto et le verso ont été notés sur chaque panneau (Figure 26). Le recto est exposé à l'est, le verso à l'ouest



Figure 25 - Disposition des panneaux après pose (27/07/2018)

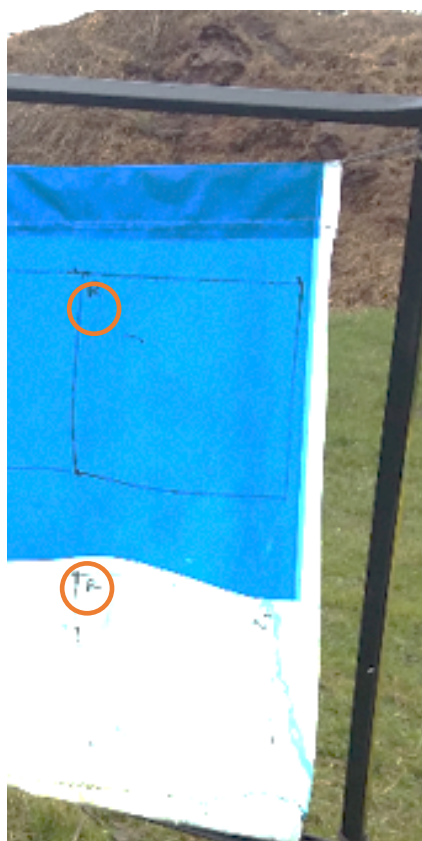


Figure 26 - Orientation et identification du recto par une lettre "R" en haut à gauche de chaque carré.

2. Localisation des panneaux de deuxième génération

Il a été nécessaire d'installer les panneaux de la génération 2 sur une autre localisation en raison de la construction de la nouvelle clinique destinée aux animaux de rente sur le même terrain que celui où nous avons installé la première génération.

Nous avons donc installé les panneaux sur une parcelle proche du chenil de parasitologie, comme décrite sur la Figure 27, afin d'éviter toute casse ou disparition du dispositif au cours des travaux.



Figure 27 - Emplacement de la 2ème génération au sein de l'ENVT

V. Récolte et stockage des échantillons

1. Première génération

Les panneaux ont été posés pour une durée minimale d'un an à partir du 27 juillet 2018, et récoltés à une fréquence de 2 mois initialement, pour un passage à une fréquence de 3 mois à partir de 9 mois suivant la pose. Cependant, suite aux résultats obtenus, il a été décidé le 14 février 2019, après une réunion des partenaires du projet FlyScreen, de passer à une récolte par mois pour chaque panneau afin de bien suivre la décroissance de leur efficacité. Les dates de récoltes sont présentées en Tableau 3.

La pose des panneaux a été différée d'un mois pour des raisons pratiques : le panneau imbibé de Bifenthrine et de B2 Bifenthrine a été posé le 29 juin 2018 afin de pouvoir se ménager des plages de manipulation en adéquation avec la capacité de production de l'élevage de stomoxes et l'emploi du temps du manipulateur.

Chaque échantillon récolté à la période donnée est ensuite placé dans un morceau d'aluminium contenu ensuite dans un sac de congélation identifié au feutre permanent afin de pouvoir reconnaître chaque échantillon. Chaque sac est ainsi marqué avec le libellé suivant : « SAMPLE X – MY », X représentant le numéro de l'échantillon et Y le mois de prélèvement correspondant. Chaque échantillon est ensuite placé dans une enveloppe en papier kraft identifiée afin de l'isoler de la lumière et mis au réfrigérateur à 4°C, en attendant la réalisation des tests de contact.

Tableau 3 - Dates de récolte des échantillons pour la 1ère génération

	SAMPLE 1	SAMPLE 2	SAMPLE 3
M0	27/07/2018	27/07/2018	29/06/2018
M2	27/09/2018	27/09/2018	29/08/2018
M4	27/11/2018	27/11/2018	29/10/2018
M6	27/01/2019	27/01/2019	29/12/2018
M7	27/02/2019	27/02/2019	Non prévu
M8	27/03/2019	27/03/2019	29/02/2019
M9	27/04/2019	27/04/2019	29/03/2018
M10	27/05/2019	27/05/2019	29/04/2018
M11	27/06/2019	27/06/2019	29/05/2018
M12	27/07/2019	27/07/2019	29/06/2018

2. Deuxième génération

Les panneaux sont posés pour une durée de 6 mois, à partir du 15 janvier 2020, et récoltés mensuellement.

Chaque échantillon récolté à la période donnée est ensuite récolté et identifié de la même façon que les échantillons de la deuxième génération. Les dates de récolte sont exposées dans le Tableau 2. Ils sont ensuite stockés à 4°C en attendant les tests de contact.

Tableau 4 – Dates de récolte des échantillons pour la 2^{ème} génération

	Bifenthrine	Deltaméthrine
M0	15/01/2020	15/01/2020
M1	15/02/2020	15/02/2020
M2	15/03/2020	15/03/2020
M3	15/04/2020	15/04/2020
M4	15/05/2020	15/05/2020
M5	15/06/2020	15/06/2020
M6	15/07/2020	15/07/2020

VI. Protocole de contact tarsal, lecture de la mortalité et du KD

1. Matériel

Le matériel utilisé inclut :

- Des stomoxes mâles et femelles non gorgés, d'environ 4 jours d'âge
- Des cages de repos
- Une pince à embout mousse en métal
- Une machine aspirante reliée à un tube en verre coudé pour la manipulation des mouches vivantes
- Une soucoupe recouverte d'une cellule à gaz est reliée à une bonbonne de dioxyde de carbone pour l'anesthésie
- Les écrans imprégnés préalablement découpés en carrés de 16 x 16 centimètres de côté

- Du papier carton servant de support afin d'éviter le contact des panneaux insecticides avec la paillasse
- Du matériel de protection élémentaire (gants, blouse).
- Un minuteur ou chronomètre.
- De l'alcool modifié à 70% pour le nettoyage de la pince entre chaque échantillon
- Du papier buvard (Whatman, cat. 1005 185) servant de support témoin, non imprégné d'insecticide.

2. Procédure

Pour chaque mois d'exposition, on teste :

- Un carré bleu de chaque type de panneau (30 mouches recto, 30 mouches verso)
- Un carré blanc de chaque type de panneau (30 mouches recto, 30 mouches verso)
- Un témoin positif blanc (correspondant au prélèvement de Mois 0 puis conservé au frigidaire, 60 mouches)
- Un témoin positif bleu (correspondant au prélèvement de Mois 0 puis conservé au frigidaire, 60 mouches)
- Un témoin négatif, un papier Whatman (60 mouches)

La procédure se déroule dans des conditions de température contrôlées pour chaque expérimentation ($T=22^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$).

La table de manipulation est tout d'abord recouverte du papier carton scotché aux 4 extrémités. La cage provenant de l'élevage et contenant les stomoxes est disposée à la droite de la table, à côté de l'aspirateur et de la soucoupe reliée à la bonbonne de CO₂. Un autre papier carton, d'aire plus restreinte, est placé sous l'échantillon testé et est changé entre chaque manipulation afin d'éviter les éventuelles contaminations entre chaque test.

L'échantillon testé est ensuite placé et scotché en position plane au centre de l'aire de manipulation, loin des cages accueillant les stomoxes. Enfin, les cages de repos visant à accueillir les sujets de chaque sous-catégorie à la fin de la manipulation sont placées à la gauche de l'aire d'expérimentation. Les mouches exposées resteront dans ces cages pour les observations à 1 heure et 24 heures post-exposition.

Chaque série de manipulation débute par le lot témoin négatif, mis en contact avec du papier Whatman non imprégné. Un morceau d'écran bleu et un morceau d'écran blanc prélevés à la réception (ou mois 0, correspondant au M0) sont utilisés pour le lot témoin positif. Pour chaque série, 30 mouches sont utilisées par face (recto et verso).

Les mouches sont attrapées à l'aide de la machine aspirante et placées dans la cellule à gaz afin d'être anesthésiée (Figure 28), le temps d'anesthésie initialement utilisé étant de 15 secondes. Les mouches sont ensuite saisies une à une à l'aide de la pince à embouts mousse par la base de l'aile en prenant bien soin de ne pas léser le sujet.



Figure 28- Transvasement des stomoxes dans la soucoupe reliée à la bonbonne de CO2 (photographie originale)

Chaque mouche saisie et mise en contact avec l'échantillon. Chaque mouche est ensuite posée sur l'échantillon de façon à ce que seuls les tarses soient en contact avec la surface (Figure 29). Le temps de contact choisi est de 3 secondes.

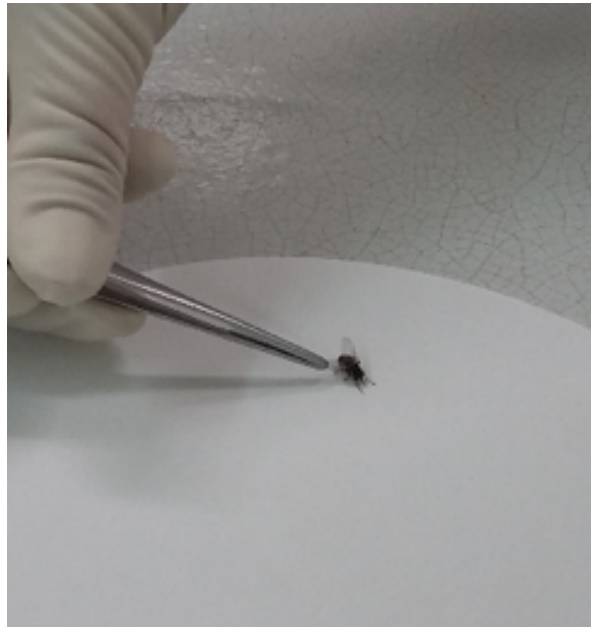


Figure 29 - Contact tarsal de stomoxe anesthésié sur le Whatman du témoin négatif (photographie originale)

Après exposition, chaque mouche est placée dans une cage de repos avec ses congénères de la même série. Chaque cage de repos est identifiée à l'aide d'une étiquette collante portant la mention « recto/verso – Couleur – Date - Heure ». Pour les témoins, l'étiquette porte la mention « Témoin négatif » ou « Témoin positif – Couleur ».

La pince à embout mousse est décontaminée à l'aide d'alcool entre chaque manipulation. De plus, le carton placé directement sous l'échantillon est remplacé entre chaque série.

A la fin de chaque exposition, tous les éléments sont retirés de la table. Ceux ayant été en contact avec l'insecticide sont décontaminés à l'alcool, et les papiers cartons sont jetés à la poubelle.

Chaque cage est nettoyée et sera utilisée pour accueillir le même sous-groupe pour la manipulation suivante.

Une lecture du *knock down* est effectuée à une heure post exposition : les mouches comptées comme étant « *knocked down* » sont celles étendues sur le sol de la cage sans aucun mouvement.

La mortalité est ensuite évaluée à 24 heures post-manipulation, selon les mêmes critères de comptage que pour le *knock down*.

A la fin du comptage, tous les éléments sont retirés de la table. Ceux ayant été en contact avec l'insecticide sont décontaminés à l'alcool, et les papiers cartons sont jetés à la poubelle. Chaque cage est nettoyée et sera utilisée pour accueillir le même sous-groupe pour la manipulation suivante.

3. Récolte des données

Chaque mesure après lecture à une et 24 heures post-exposition est reportée dans un fichier excel recensant la date de la manipulation, la température ambiante, la date d'émergence des mouches, et les résultats numéraires et convertis en pourcentages.

Selon le protocole initial proposé par les coordinateurs du projet Flyscreen, une mortalité inférieure à 50% après 24 heures pour deux mois consécutifs se solde par un arrêt du test de cet échantillon. En pratique, nous avons continué les expérimentations jusqu'à un an post pose, soit jusqu'au 27 juillet 2019.

La mortalité est calculée selon la formule suivante :

$$\text{Mortalité (\%)} = \frac{\text{Nombre de mouches décédées 24 heures après exposition au panneau testé}}{\text{Nombre total de mouches testées sur le panneau considérée}}$$

Un exemple du tableau Excel utilisé est présenté dans le Tableau 5.

Tableau 5 - Récolte et stockage des données dans le tableur Excel

		Emergence des mouches	Date	Température		Effectif du lot	Knock-down à 1h	% knockdown à 1h	Mortalité à 24h	% mortalité à 24h
S2	M1	23/07/2020, non gorgées	24-juil	22 °C	Témoin négatif	60	1	2%	0	0
					M0 bleu	60	60	100%	60	100
					M0 blanc	60	60	100%	60	100
					Bleu recto	30	30	100%	30	100
					Bleu verso	30	30	100%	30	100
					Blanc recto	30	30	100%	30	100
					Blanc verso	30	30	100%	30	100
		Emergence des mouches	Date	Température		Effectif du lot	Knock-down à 1h	% knockdown à 1h	Mortalité à 24h	% mortalité à 24h
S2	M2	07/08/2020, non gorgées	11-août	21,5 °C	Témoin négatif	60	2	3%	0	0
					M0 bleu	60	60	100%	60	100
					M0 blanc	60	60	100%	60	100
					Bleu recto	30	25	83%	27	90
					Bleu verso	30	26	87%	27	90
					Blanc recto	30	30	100%	30	100
					Blanc verso	30	28	93%	30	100
		Emergence des mouches	Date	Température		Effectif du lot	Knock-down à 1h	% knockdown à 1h	Mortalité à 24h	% mortalité à 24h
S2	M3	07/08/2020, non gorgées	11-août	22 °C	Témoin négatif	60	1	2%	1	1,66666667
					M0 bleu	60	60	100%	60	100
					M0 blanc	60	60	100%	60	100
					Bleu recto	30	26	87%	27	90
					Bleu verso	30	26	87%	27	90
					Blanc recto	30	30	100%	28	93,33333333
					Blanc verso	30	29	97%	28	93,33333333

VII. Parasitisme

Au cours du projet, l'élevage de stomoxes a été perturbé par la présence de différents parasites (insectes et acariens) qui se sont développés successivement au sein du substrat larvaire, entrant en compétition pour les ressources alimentaires avec les larves de stomoxes, ou en parasitant directement les adultes. Trois types d'arthropodes ont été identifiés.

i. Infestation par des Psychodidae :

Des moucheron appartenant à la famille des Psychodidae ont été identifiés lors de la première vague d'infestation en 2017. L'environnement de l'élevage et le substrat larvaire se sont montrés adaptés au cycle de ces insectes qui ont progressivement proliféré, pour prendre le dessus par rapport à l'émergence des stomoxes adultes dans certains bacs (voir Figure 30).

L'origine de ces parasites n'est pas claire. Cette famille de Psychodidae est connue pour se développer dans les canalisations. Une cause possible pourrait être le manque d'étanchéité entre la salle d'élevage et le milieu extérieur, permettant l'entrée de certains parasites. La compétition pour les ressources nutritives s'est traduite par une chute importante de l'émergence des stomoxes adultes, et pour les individus émergents, une petite taille et une résistance à la manipulation (lors de l'aspiration de la cage d'élevage ou lors des tests par contact tarsal) fortement diminuée et un taux de mortalité accrue lors des tests réalisés sur les panneaux, rendant les résultats inexploitable.



*Figure 30 - Photographies montrant l'invasion des cages contenant les stomoxes par les moucheron
(photographie originale)*

Les solutions mises en place pour éliminer ces parasites ont été les suivantes :

- Installation d'un nouvel élevage dans une nouvelle salle avec du matériel (code couleur utilisé pour ne pas confondre le matériel entre les élevages) et du personnel dédié.
- Lavage des pupes utilisées pour la mise en place de ce nouvel élevage à l'eau claire, afin d'éliminer les œufs de Psychodidae éventuellement collés à l'enveloppe des pupes.
- Mise en place de filets autour des cages d'élevage pour empêcher la ponte dans le substrat se trouvant à la base de celle-ci.

Il a fallu 3-4 mois complets, de décembre 2017 à mars 2018, pour que l'élevage soit complètement assaini. En effet, les cages des adultes et les pupes les plus infestées ont été éliminées de l'élevage.

ii. Infestation par des Acariens :

Des difficultés plus importantes ont été rencontrées de mars 2020 à l'été 2020.

En raison de la crise sanitaire liée à l'épidémie de coronavirus et la quarantaine mise en place, l'accès à l'insectarium et le temps de travail sur place ont été limités afin d'assurer les activités essentielles, permettant le maintien des élevages. Suite à cette période, la productivité de l'élevage de stomoxes a diminué.

Deux types d'acariens ont été identifiés directement sur le corps de nombreux stomoxes adultes : des *Macrocheles* sp., parasites de l'abdomen, et *Myianoestus* sp., parasites de la trompe.

a. *Macrocheles* sp

Les macrochèles sont des acariens de la famille des Macrochelidae. Ce sont les parasites les plus couramment collectés sur les corps des stomoxes, notamment en France. Le genre *Macrocheles* contient environ 168 espèces décrites, dont le nombre ne cesse d'augmenter au fil des études. Les espèces les plus couramment récoltées sur les stomoxes sont *Macrocheles subbadius* et *Macrocheles muscadomesticae* (Kamaruzaman *et al.*, 2018). *Macrocheles bertrandi*, *Macrocheles ovoidalis*, *Macrocheles glaber* et *Macrocheles perglaber* ont également été associés à *S. calcitrans* (Kontschán et Hornok, 2018).

- **Morphologie**

Toutes les soies dorsales sont lisses et pointues, à l'exception de la soie j1 qui est lisse et solide. Les soies ventrales sont semblables à celles retrouvées sur le dos, et le plastron sternal comporte des petites fosses. Enfin, le plastron ventral est de forme pentagonale et comporte 3 paires de soies pointues entourant la fosse anale (Kontschán et Hornok, 2018).

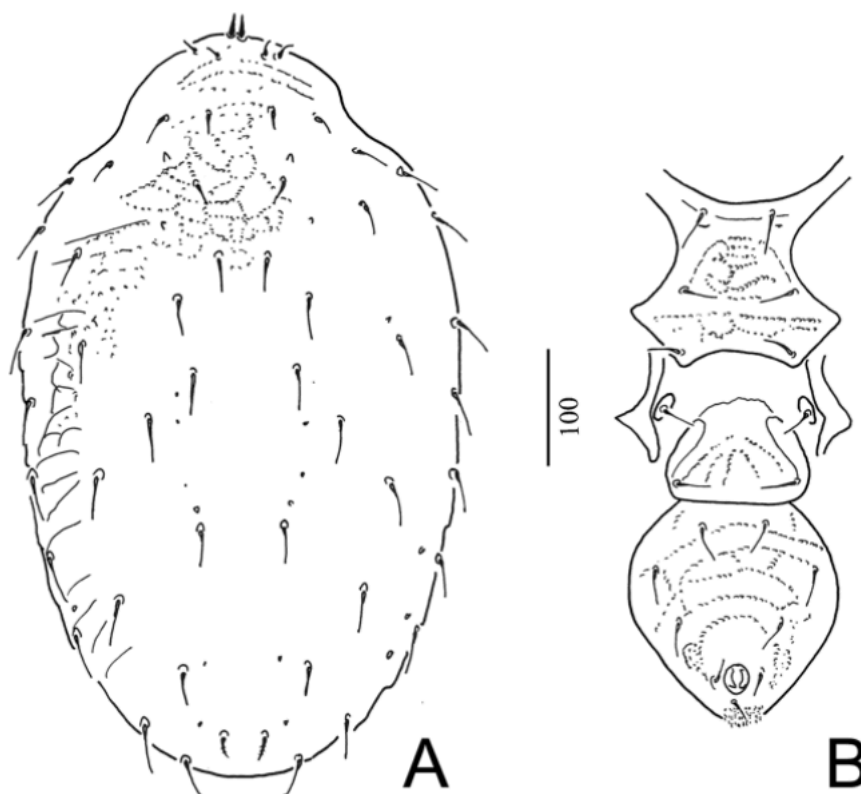


Figure 31 - Vue dorsale (A) et ventrale (B) de *M. subbadius* femelle (source : Kontschán et Hornok 2018)



Figure 32 - Vue dorsale par électromicrographie d'une femelle adulte de *Macrocheles* sp. (Perotti, Braig, et Goff, 2009)

- Biologie

Alimentation et parasitisme :

La plupart des espèces de macrochèles se nourrissent sur de petits invertébrés, exception faite de quelques espèces non phorétiques et détritivores. La plupart se déplace jusqu'au lieu de nourrissage par phorésie avec des mouches et des coléoptères, même s'il semblerait que les macrochèles soient spécialisés aux muscides, les femelles utilisant leurs chélicères pour s'accrocher aux soies du stomoxe (Perotti, Braig, et Goff, 2009). La relation hôte/macrochèle a évolué sous forme d'interaction complexe alliant prédation et phorésie.

Il apparaîtrait que la phorésie est obligatoire pour les macrochèles sous forme imago. L'acarien n'est pas dépendant de la densité d'hôtes dans son milieu, ce qui détermine sa sélectivité : il devient une phoronte semi-spécifique, attiré par un gradient chimique produit par l'hôte (Perotti, Braig, et Goff, 2009 ; Farish et Axtell, 1971).

En revanche, il a été prouvé que *M. muscaedomesticae* se nourrit sur les œufs et les stades larvaires précoces de leur propre hôte (Perotti, Braig, et Goff, 2009). Les adultes semblent avoir une préférence marquée pour les œufs par rapport aux premiers stades larvaires (de Azevedo *et al.*, 2015). Lorsque les individus sont élevés sur le substrat adapté, et nourris avec des larves de *M. domestica* peut varier entre 37,48 et 38,63 jours entre les larves élevées sur un substrat adapté et les larves élevées sur un substrat inadéquat (Farahi, Shishehbor, et Nemati, 2018). Ces acariens sont retrouvés attachés sur l'abdomen des mouches adultes, qu'ils infectent pendant le développement et l'émergence du stade adulte. Bien que la relation entre l'hôte et les macrochèles soit considérée comme phorétique, il semblerait que les acariens puissent extraire de l'hémolymphe de leurs hôtes, altérant alors leurs capacités de vol (Luong *et al.*, 2015). Il apparaît également que, chez la drosophile, les macrochèles influenceraient les capacités copulatoires des mâles.

Plus récemment, il a été prouvé que la présence de larves de *M. muscadomesticae* influencerait le lieu de ponte des femelles stomoxes. En effet, celles-ci pondraient significativement moins d'œufs sur un substrat contenant des adultes macrochèles. En revanche, le nombre d'œufs pondus ne varie pas si le lieu de ponte est placé dans l'obscurité. Enfin, le pourcentage d'éclosion des œufs est significativement plus bas lorsque des adultes macrochèles se trouvent sur le lieu de ponte, et la présence d'acariens affecte négativement la survie des larves et des adultes (Baleba *et al.*, 2020).

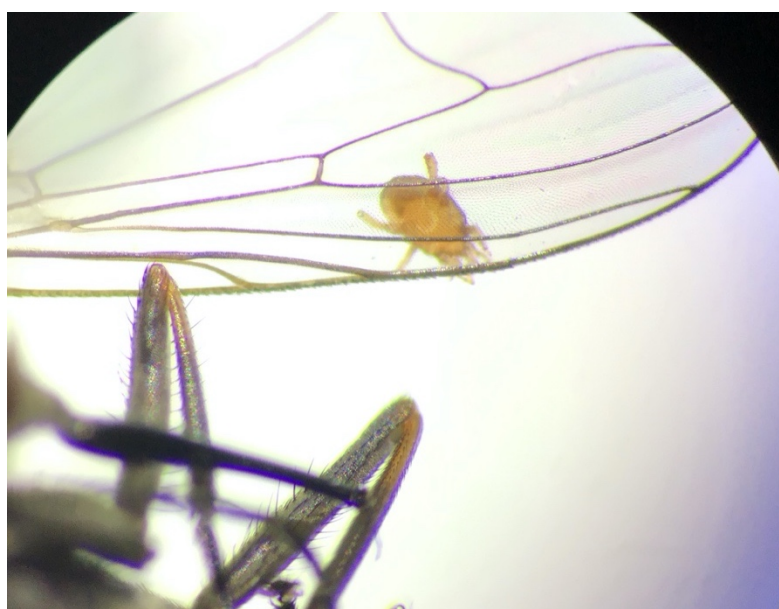


Figure 33 - Photographie d'un adulte de *Macrocheles* sp. sur l'aile d'un stomoxe, observé à la loupe binoculaire (photographie originale)

Reproduction :

La plupart des macrochélidés phorétiques possède une détermination sexuelle haplodiploïde appelée « arrhénotoquie », ce qui signifie que la parthénogénèse aboutit à une descendance uniquement composée de mâles, mais il peut y avoir formation d'une femelle si l'œuf est fécondé. Quelques espèces peuvent être phorétiques et « thélytoques », qui se caractérise par un ensemble d'œufs non fécondés ne produisant que des femelles diploïdes en cas d'absence de fécondation (Kamaruzaman *et al.*, 2018). Des études sur la parthénogénèse de *M. glaber* indique que des femelles non fertilisées peuvent être fertilisées par leurs fils et marquent ainsi le début d'une nouvelle population.

Dans des conditions optimales, le cycle entier peut durer entre 60 heures et 3 jours, de la ponte à la ponte, passant par les stades larve, protonymphe, deutonymphe puis adulte (Perotti, Braig, et Goff, 2009).

b. Myianoetus sp

Myianoetus sp. est un acarien de la famille des Histiostomatidae. Sur 41 espèces d'histiostomatidés reconnues actuellement, seules 10 sont connues aux stades adultes et deutonymphe. Les individus du genre *Myianoetus* sont associés à un grand nombre de muscides.

- **Morphologie**

La systématique et la détermination des acariens du genre *Myianoetus* présente quelques failles, notamment un manque de références incluant des analyses morphologiques et l'inadéquation de la description originale avec bon nombre d'espèces décrites dans l'ère moderne. En 2015, Oconnor et al. ont permis d'effectuer une analyse morphologique complète d'une espèce particulière, *Myianoetus muscarum* (Linné, 1758), sur laquelle nous baserons en majeure partie.

Cet acarien mesure environ 460-60 x 209-387 micromètres et est de forme ovoïde (OConnor *et al.*, 2015).

Chez les femelles :

- Le gnathosome est étroit, avec un apex arrondi suivi de 3 dents fines ventro-apicales. Chaque palpe est relativement court, et présente 4 extensions membraneuses médiales.

- Sur sa face dorsale, le notocéphale est petit et beaucoup plus étroit que le notogaster. La cuticule est lisse. Les soies extérieures sont beaucoup plus longues que les soies intérieures et sont solides, épaisses et spiniformes. La surface du notogaster est ornée de pointes irrégulières, qui confluent souvent en une dépression longitudinale (Mahunka, 1968 ; OConnor *et al.*, 2015).
- En face ventrale, les apodèmes coxo-antérieurs ne sont pas fusionnés entre-eux. Les apodèmes coxo-postérieurs I sont fusionnés médialement aux apodèmes antérieurs II. L'ovipore est légèrement triangulaire et présente une paire d'apodèmes génitaux latéraux. Le sternum est long et fusionné avec les troisièmes épimères. La zone coxale ne présente pas de soies, sauf au niveau de la plaque génitale sur laquelle une longue soie est présente (Mahunka, 1968).
- Les tarsi de la première paire de pattes sont relativement courts, à peine plus longs que le tibia. Toutes les pattes présentent 5 segments libres, et quasi toutes les soies présentes sont spiniformes. Les griffes sont très développées.

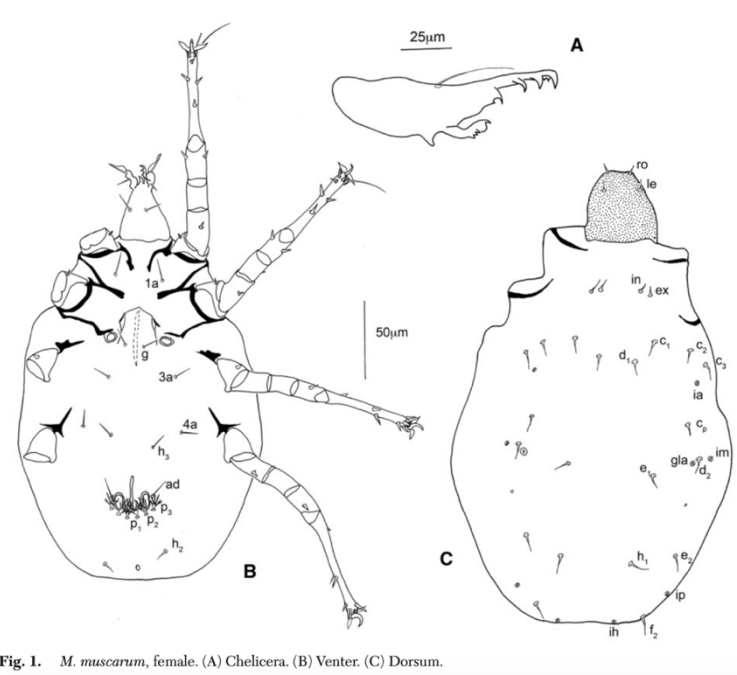


Fig. 1. *M. muscarum*, female. (A) Chelicera. (B) Venter. (C) Dorsum.

Figure 34 – Gnathosome (A), face ventrale (B), face dorsale (C), pattes 1 (12), 2 (13) et 3 (14) de *Myianoetus muscarum* femelle (OConnor *et al.*, 2015)

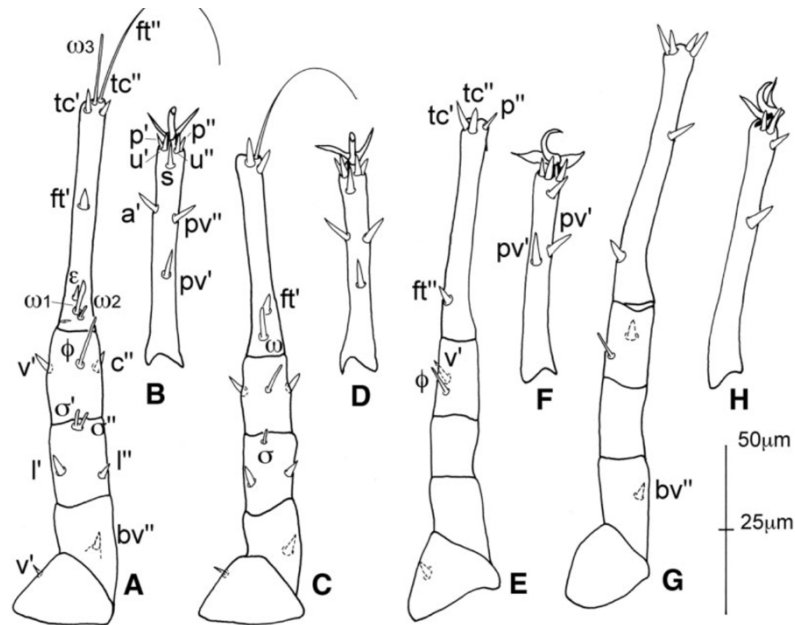


Figure 35 - Patte (A) et tarse (B) I, patte (C) et tarse (D) II, patte (E) et tarse (F) III, patte (G) et tarse (H) IV de *M. muscarum* femelle (OConnor et al., 2015)

Le mâle présente quelques particularités par rapport à la morphologie de la femelle (présentées sur les Figures 36 et 37) :

- En face ventrale, les apodèmes coxaux I sont fusionnés, formant un sternum possédant des extensions sclérifiées autour des trochanters. Les apodèmes II à IV sont libres médialement. La région génitale est conique, dirigée ventralement, et la papille génitale antérieure est située devant le cône génital. Des soies génitales sont situées antérieurement à la région génitale. L'anus est directement placé postérieurement à la région génitale.
- Toutes les pattes sont élancées, mais les pattes II-III sont relativement plus courtes que chez la femelle. Le solénidion $\omega 3$ du tarse I est en forme de crochet, plus court que

chez la femelle, avec un apex émoussé et entouré d'une fine membrane. Le solénidion σ du tibia I est bien plus long que chez la femelle.

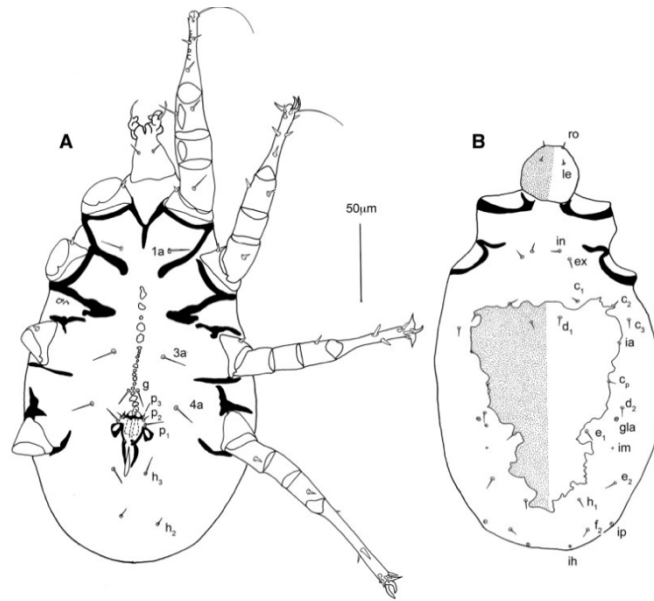


Figure 36 - Face ventrale (A), face dorsale (B) de *Myianoetus muscarum* mâle (OConnor et al. 2015)

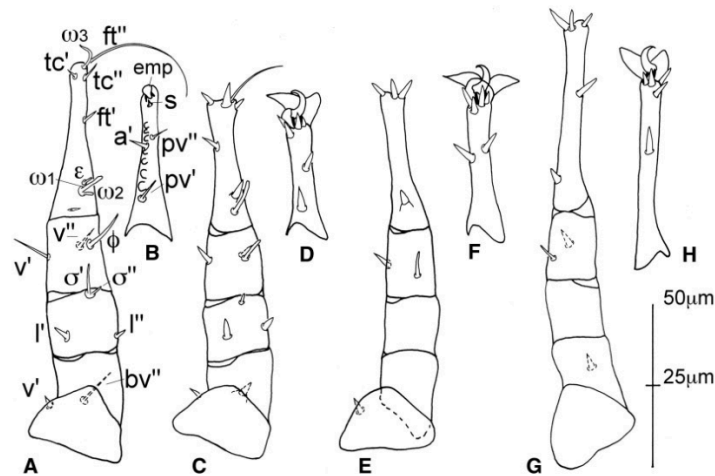


Figure 37 - Patte (A) et tarse (B) I, patte (C) et tarse (D) II, patte (E) et tarse (III), patte (G) et tarse (H) IV de *M. muscarum* mâle (OConnor et al. 2015)

- Biologie

Les histiostomatidés de la famille de *Myianoetus* vivent dans de la matière organique en décomposition, comme le fumier, les excréments, la charogne, la végétation halophile et les nids d'insectes et de vertébrés. Après l'éclosion, *M. muscarum* passe au stade larve, protonympe puis deutonympe.

Pour *M. muscarum*, les deutonymphes hétéromorphiques (ou hypopi) sont phorétiques sur leurs hôtes avant que ceux-ci soient adultes. Ils se regroupent sur l'extrémité antérieure de la pupa de leur hôte, une localisation par laquelle l'imago émergera et par laquelle ils se transféreront sur l'adulte. Ainsi, il a été démontré que les deutonymphes sont attirés par des substances volatiles sécrétés ou émises par la partie antérieure des pupes de *S. calcitrans* (Greenberg et Carpenter, 1960). Les acariens occupent une localisation préférentielle sur les soies, et évitent la cuticule lisse (Greenberg, 1961).

Une fois descendues de leur hôte, un minimum de deux jours à 24°C est requis pour que les deutonymphes passent au stade tritonymphe, puis un jour pour passer au stade adulte (Perotti, Braig, et Goff, 2009).

Dans l'élevage, le parasitisme s'est soldé par une infestation en grappe caractéristique, au niveau du proboscis (voir Figure 38).



Figure 38 - Infestation massive de *M. spp* sur le proboscis d'un stomoxe, observé à la loupe binoculaire (photographie originale)

- **Hyperphorésie** :

Myianoetus sp. peut effectuer une forme de phorésie sur d'autres acariens. Leur forme deutonymphe peut s'accrocher sur un autre acarien, notamment sur le bouclier dorsal d'*Uroseius* sp. et de *M. muscaedomesticae* (voir Figure 39).



Figure 39 - Electronmicrographie d'une deutonymphe de *Myianoestus* sp. attachée au bouclier dorsal d'une deutonymphe modifiée d'*Uroseius* sp. (Perotti, Braig, et Goff, 2009)

iii. Lutte contre les acariens :

Pour limiter l'incidence des deux espèces d'Acariens, des mesures ont été mises en place :

- Utilisation de bandes imprégnées d'amitraz, une molécule acaricide mais non insecticide. Ces bandes ont été suspendues dans chaque cage, ce qui a entraîné une chute des acariens au fond de la cage. Cependant, le cycle des acariens étant plus court que celui des stomoxes, il fallait veiller à assainir le fond de la cage (enlever les cadavres des acariens et des stomoxes) avant une éventuelle réinfestation.
- Tri et lavage à l'eau claire des pupes puis réintroduction dans le milieu assaini.

VIII. Quantification du niveau de résistance de l'élevage aux pyréthrinoïdes :

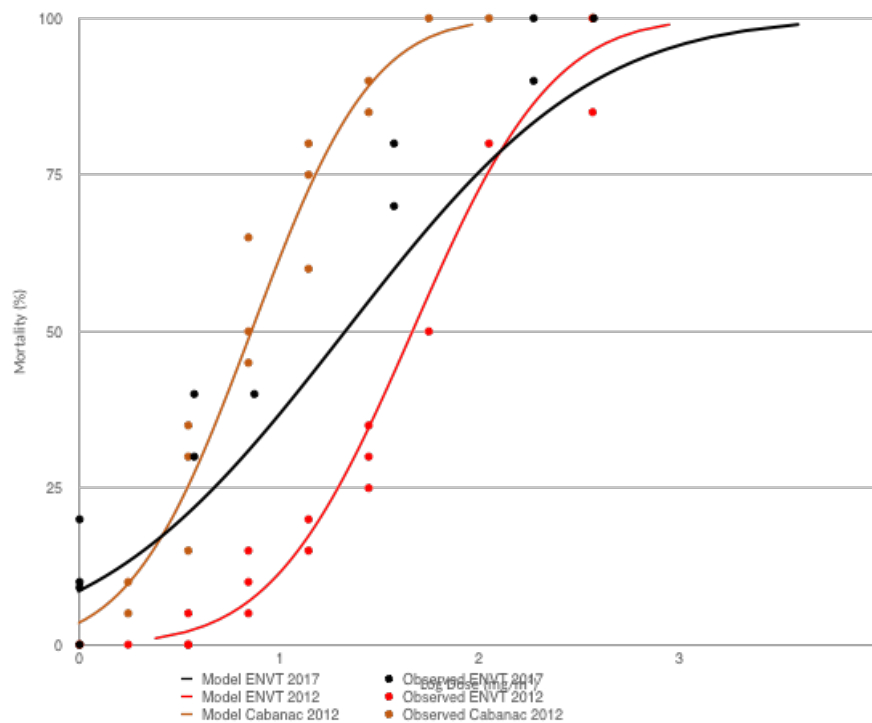


Figure 40 – Courbes dose-réponse pour la deltaméthrine des souches maintenues à l'insectarium de l'ENVT

Sur ce schéma, la courbe noire représente la courbe dose-réponse de la souche de *S. calcitrans* réalisée en 2017, la courbe rouge représente la courbe dose-réponse pour la même souche en 2012 et la courbe de couleur marron, celle de la souche sensible maintenue à l'insectarium en 2012. Nous pouvons observer que la courbe noire est intermédiaire entre les deux autres courbes, traduisant une augmentation de la sensibilité de la souche de stomoxes au cours du temps.

Nous avons « artificiellement » calculé le RR_{50} en utilisant la LD_{50} de la souche sensible obtenue en 2012. Le RR_{50} est descendu à une valeur de 2.95, contre 12,4 en 2012, définissant la population actuelle de l'élevage comme sensible (Salem, 2012).

RESULTATS

I. Résultats d'efficacité des panneaux testés

Il n'existe pas de guidelines précises permettant de définir la détermination de l'efficacité d'un produit contre les stomoxes (Holdsworth *et al.*, 2006 ; Bobey, 2014). Ainsi, les guidelines standardisant les études d'efficacité contre les insectes volants, moustiques et phlébotomes, sont généralement utilisées. Ces dernières fixent la limitent d'efficacité à 80% pour une obtention d'AMM. Nous utiliserons donc cette valeur de 80% pour déterminer l'efficacité de nos panneaux (Bobey, 2014).

1. Première génération de panneaux

Comme décrit précédemment, la première génération de panneaux est imprégnée de pyréthrinoïdes : deltaméthrine (sample 1), bifenthrine (sample 2) et bifenthrine associée à de la B2-bifenthrine (sample 3). Les caractéristiques précises des panneaux (composition et nombre de couches de plastique, concentration en insecticide sur les couches externes) ne peuvent pas être présentées ici, en raison du dépôt de brevet par le CIRAD et A to Z. Le *knock-down* à une heure et la mortalité à 24 heures ont été estimés et regroupés selon les mois sur les figures 41, 42, 43, 44, 45 et 46. La barre des 80% est représentée par la barre rouge.

- Sample 1 (deltaméthrine) :

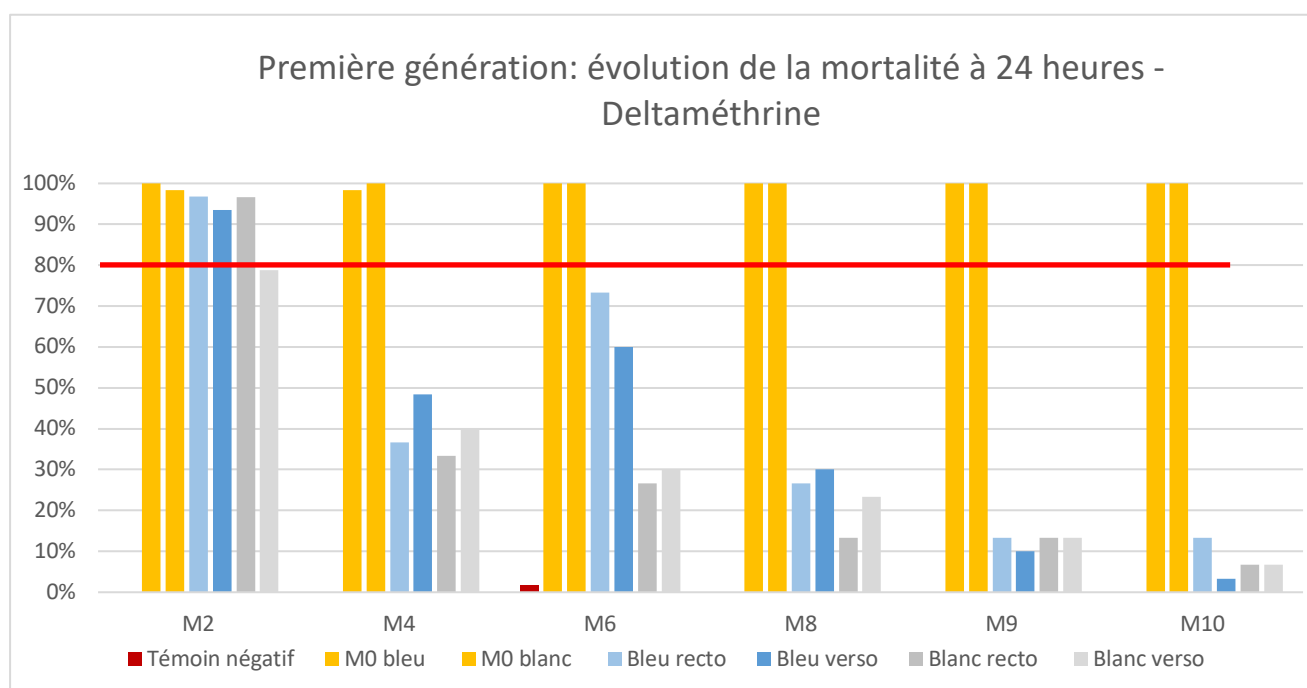


Figure 41 - Évolution de la mortalité à 24 heures de la première génération imbibée de Deltaméthrine au cours des 10 mois (Sample 1).

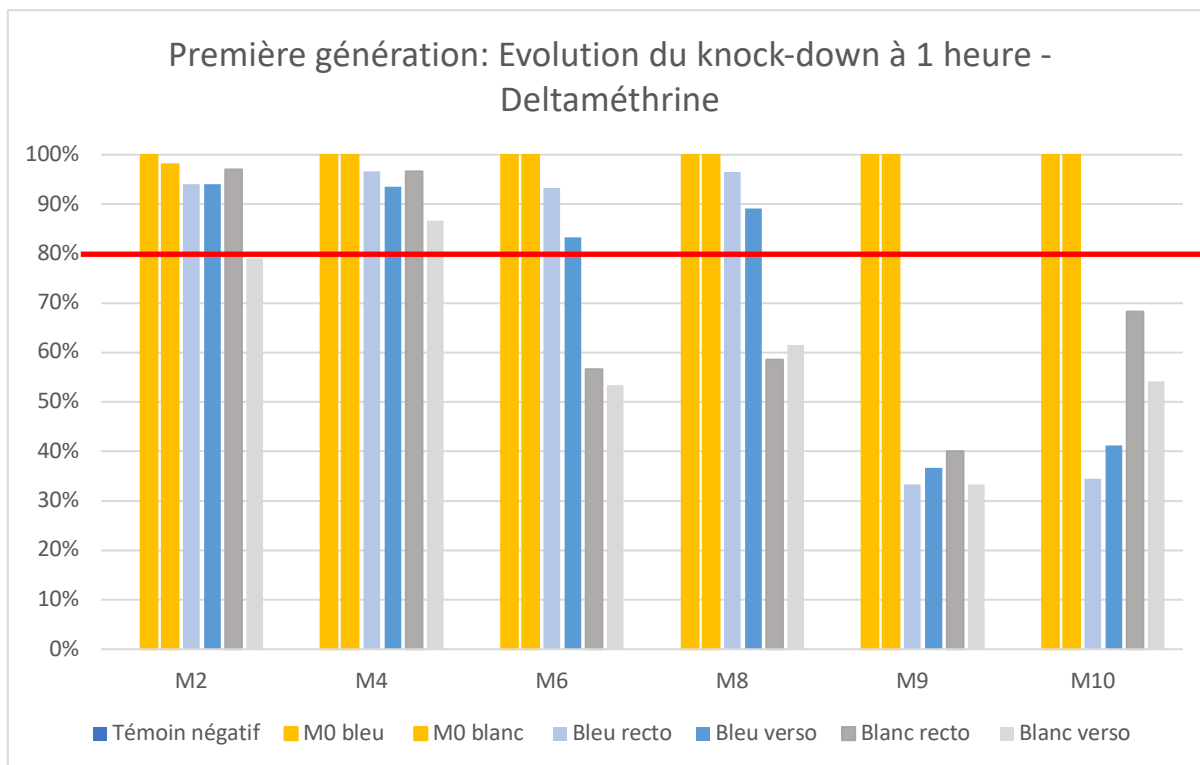


Figure 42 - Évolution du knock down à 1 heure de la première génération imprégnée de Deltaméthrine au cours des 10 mois (Sample 1)

Pour le premier échantillon, il apparaît que lors des six premiers mois d'exposition, l'efficacité des panneaux décroît considérablement aux alentours du 4^{ème} mois, avec une mortalité inférieure à 50% pour les panneaux blancs. En revanche, il apparaît qu'au 6^{ème} mois, l'efficacité des panneaux bleus est remontée aux alentours de 60 à 70% de mortalité. Après 6 mois, la mortalité associée à l'exposition au Sample 1 évolue de façon majoritairement décroissante pour diminuer sous les 10% à partir du 9^{ème} mois.

Le Sample 1 induit donc une mortalité de plus de 80% à 24 heures jusqu'à moins de 4 mois d'exposition pour les panneaux bleus et blancs. La mortalité induite par les panneaux blancs est plus rapide que pour les panneaux bleus, même si leur limite d'utilisation devrait être fixée à moins de 2 mois pour les 2 panneaux.

- Sample 2 (Bifenthrine) :

Pour le deuxième échantillon imprégné de Bifenthrine seule, la mortalité à 24 heures associée à l'exposition est présentée dans la Figure 43 ci-dessous.

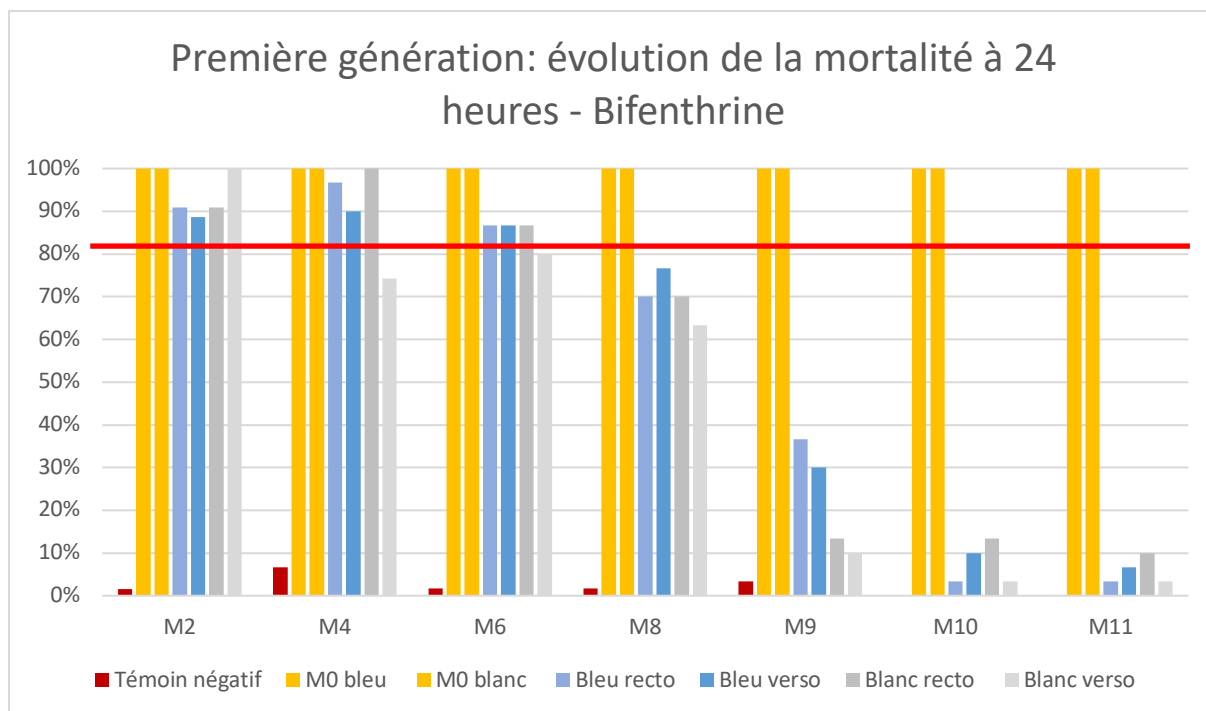


Figure 43 - Évolution de la mortalité à 24 heures de la première génération imprégnée de Bifenthrine au cours des 11 mois (Sample 2)

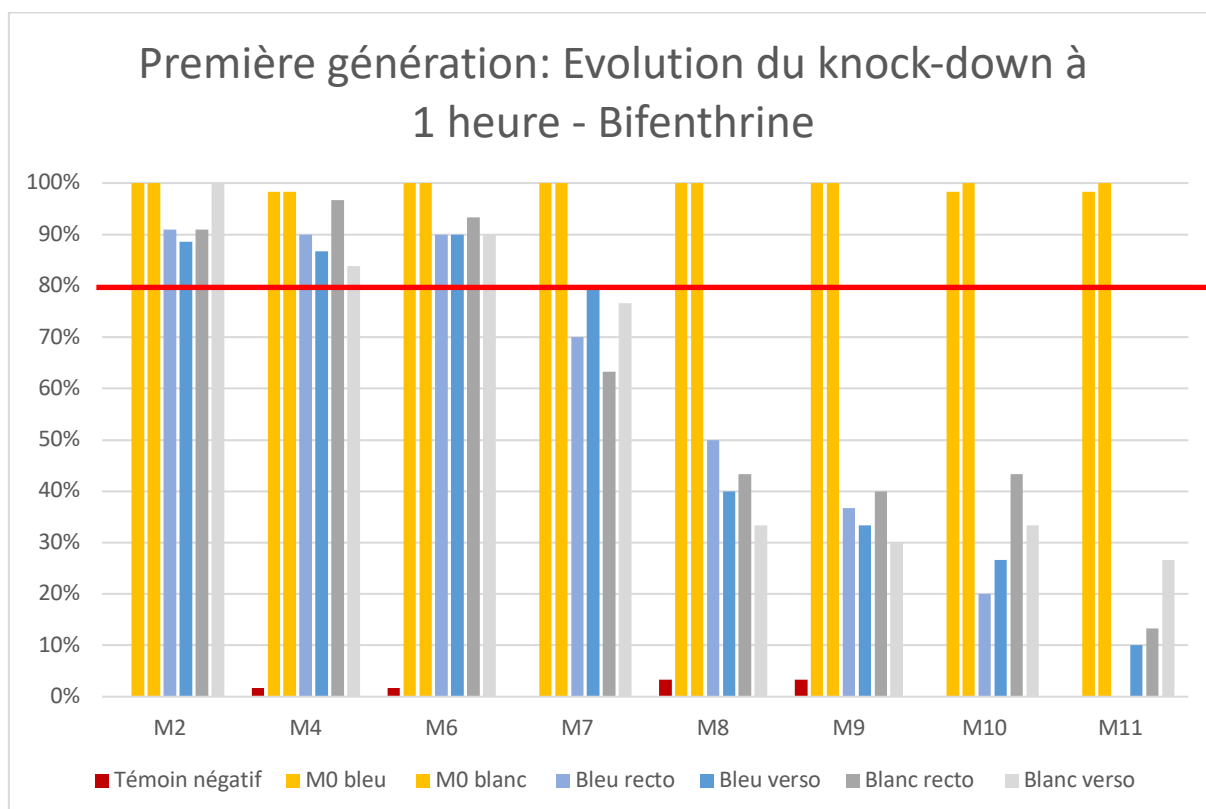


Figure 44 - Évolution du knock down à 1 heure de la première génération imprégnée de Bifenthrine au cours des 11 mois (Sample 2)

La mortalité à 24 heures associée à l'exposition au deuxième échantillon reste supérieure ou égale à 80% pour les deux couleurs de panneaux jusqu'au 6^{ème} mois. Le knock-down à une heure reste, lui, supérieur à 80% jusqu'au 6^{ème} mois.

Ainsi, pour le Sample 2, les panneaux de couleur bleue témoignent d'une meilleure efficacité que les panneaux blancs en général, en termes de taux de mortalité. En revanche, la persistance d'efficacité est similaire : ces panneaux doivent donc être renouvelés tous les 6 mois en élevage.

- Sample 3 : Bifenthrine + B2 Bifenthrine

Pour le deuxième échantillon imprégné de Bifenthrine et de B2-Bifenthrine, la mortalité associée à l'exposition a été mise en évidence dans la Figure 45 ci-dessous.

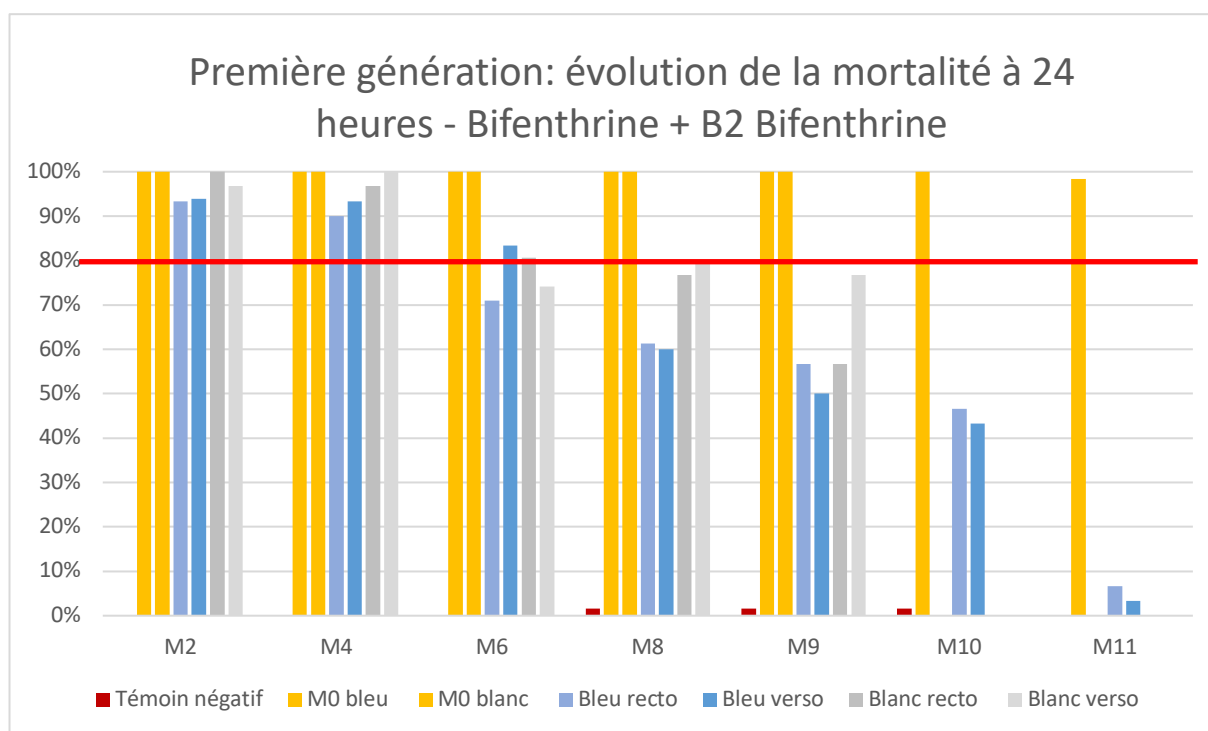


Figure 45 - Évolution de la mortalité à 24 heures de la première génération imbibée de Bifenthrine et de B2 Bifenthrine les 11 mois (Sample 3)

La mortalité associée à l'exposition au Sample 3 reste supérieure ou égale à 80% pour les deux couleurs de panneaux jusqu'au 6^{ème} mois. Les panneaux de couleur blanche semblent présenter une efficacité dans l'ensemble supérieure à celle des panneaux bleus, contrairement aux Sample 1 et 2.

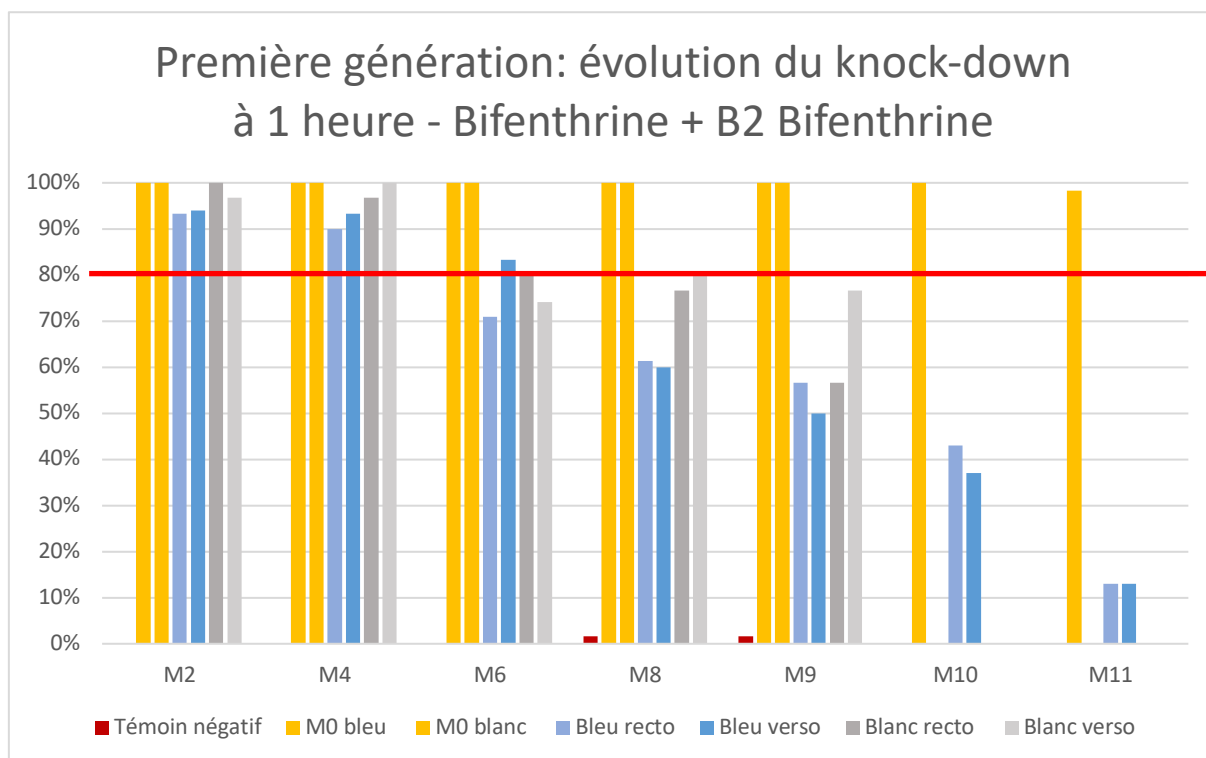


Figure 46 - Évolution du knock down à 1 heure de la première génération imprégnée de Bifenthrine + B2 Bifenthrine au cours des 11 mois (Sample 3)

En revanche, le knock-down à une heure n'est plus efficace à partir du 4^{ème} mois, car il est pour la plupart des panneaux sous la barre des 80% au 6^{ème} mois.

2. Deuxième génération de panneaux

Comme décrit précédemment, la deuxième génération de panneaux est imprégnée de pyréthriinoïdes : deltaméthrine (sample 1') et bifenthrine (sample 2'). Les caractéristiques précises des panneaux (composition et nombre de couches de plastique, concentration en insecticide sur les couches externes) ne peuvent pas être présentés ici, en raison du dépôt de brevet par le CIRAD et A to Z. En raison de la pandémie causée par le coronavirus, seuls les 5 premiers mois d'exposition ont pu être testés pour chacun des panneaux.

- Sample 1' : deltaméthrine

Le *knock-down* des stomoxes suite à l'exposition à la deltaméthrine est représenté en Figure 47.

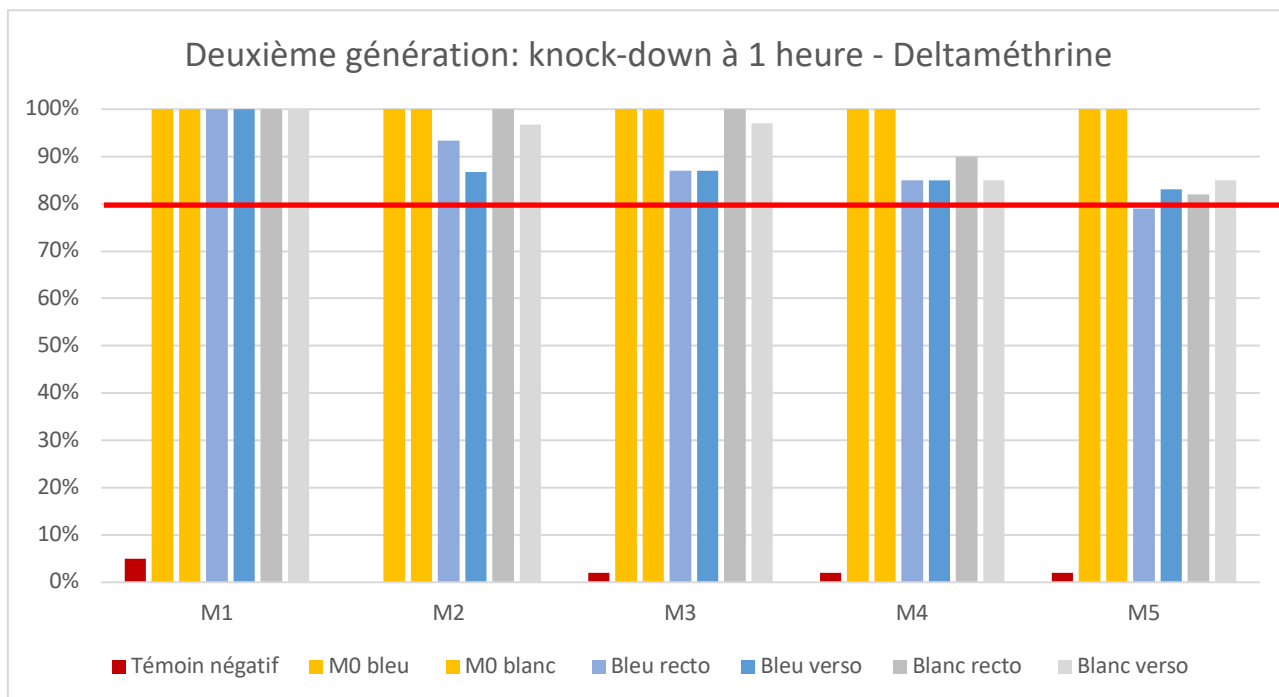


Figure 47 - Évolution du knock-down à une 1 heure pour la deuxième génération imbibée de deltaméthrine entre le 1er et le 5ème mois (Sample 1')

Le *knock-down* des mouches demeure toujours supérieur à 80% pendant 4 mois, pour les deux couleurs de panneaux. En revanche, il semblerait que les versos de chaque couleur présentent une efficacité satisfaisante jusqu'au 5^{ème} mois.

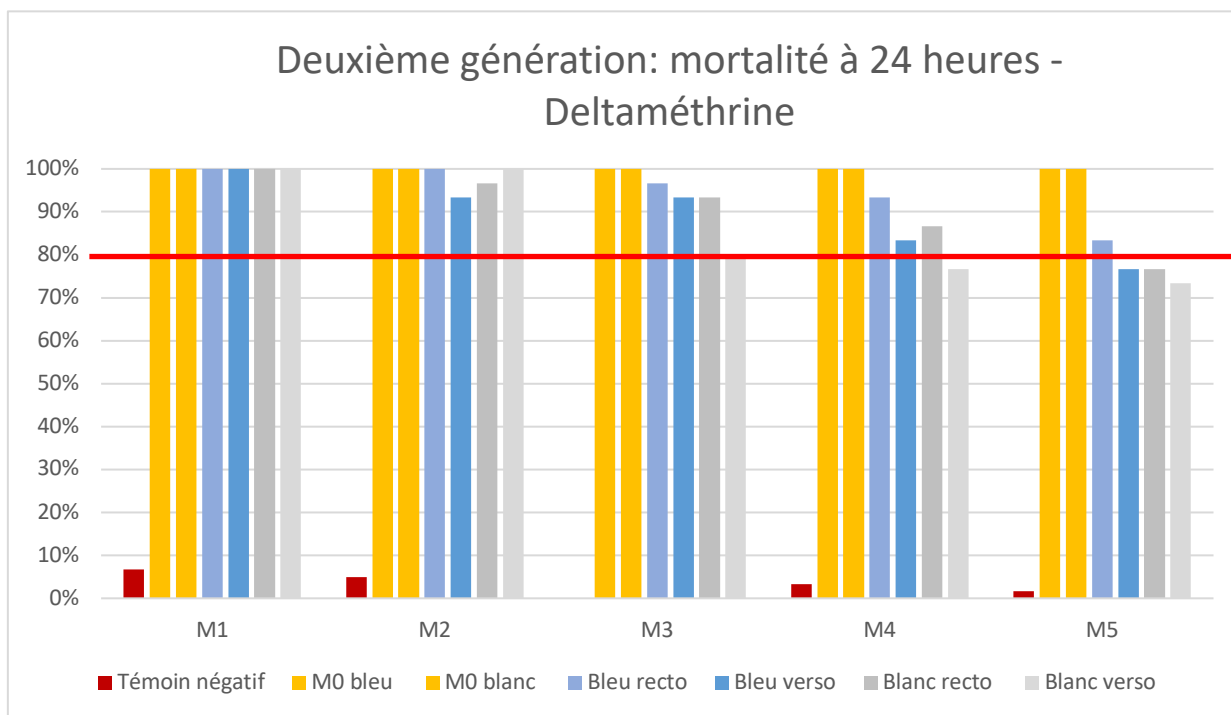


Figure 48 - Évolution de la mortalité à 24 heures pour la deuxième génération imbibée de deltaméthrine entre le 1er et le 5ème mois (Sample 1')

La mortalité à 24 heures des stomoxes demeure supérieure ou égale à 80% jusqu'au 4^{ème} mois, sauf pour le verso du panneau blanc. La mortalité globale descend sous les 80% au 5^{ème} mois pour tous les panneaux sauf le recto bleu. Il n'est pas possible, au vu des résultats, de déceler une tendance d'efficacité comparées entre les deux couleurs de panneaux.

- Sample 2' : bifenthrine

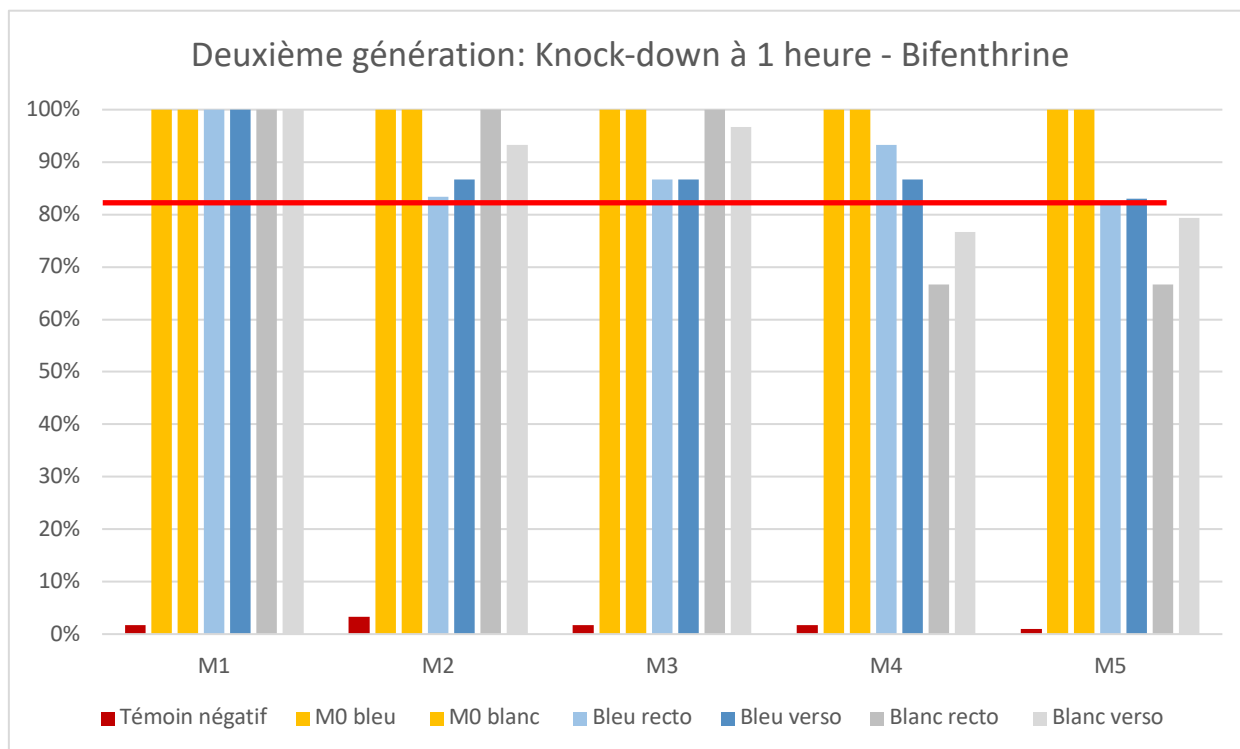


Figure 49 – Évolution du knock-down à une 1 heure pour la deuxième génération imbibée de bifenthrine entre le 1er et le 5ème mois (Sample 2')

Le *knock-down* des mouches demeure toujours supérieur à 80% pendant les 4 premiers mois testés, pour les deux couleurs de panneaux. En revanche, au cinquième mois d'exposition, l'efficacité des panneaux blancs connaît une décroissance importante, passant sous la barre des 80%.

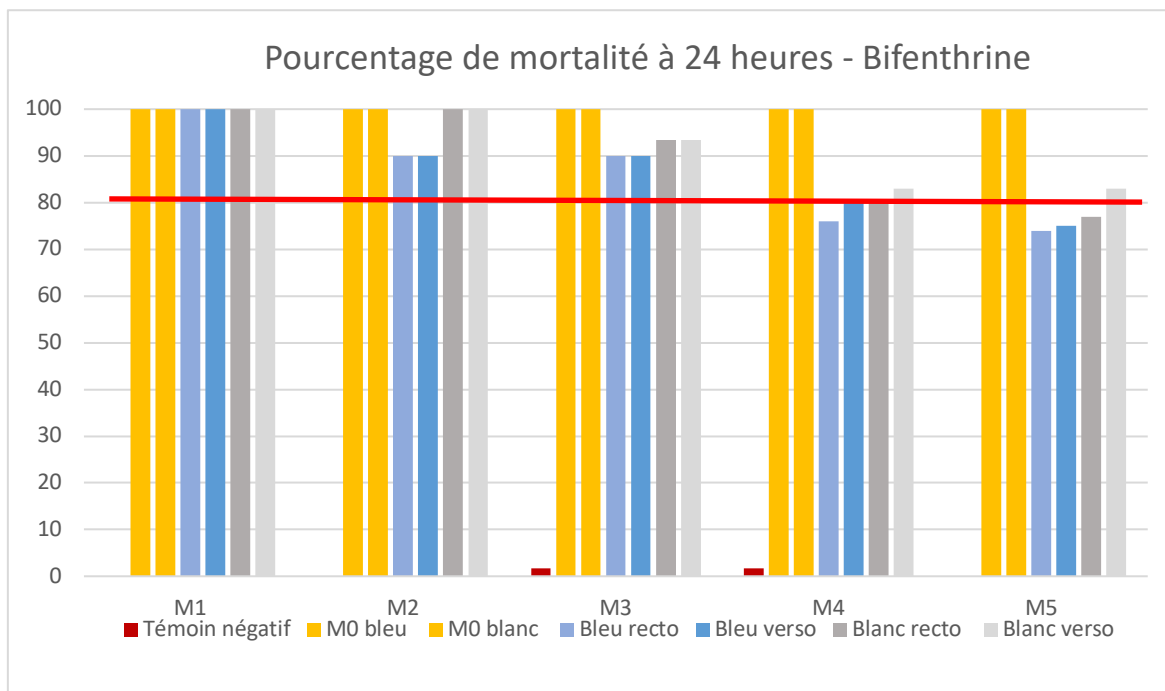


Figure 50 - Evolution de la mortalité à 24 heures la deuxième génération imbibée de deltaméthrine entre le 1er et le 5ème mois (Sample 2')

La mortalité à 24 heures des stomoxes demeure supérieure ou égale à 80% pendant les 4 premiers mois testés. Dans l'ensemble, il n'y a pas de différence significative entre les deux couleurs de panneaux.

3. Comparaison d'efficacités entre les deux générations de panneaux

Les évolutions de mortalité à 24 heures ont été comparées pour les deux générations de panneaux, en fonction de la couleur du panneau. Les résultats sont présentés en Figures 51, 52, 53 et 54.

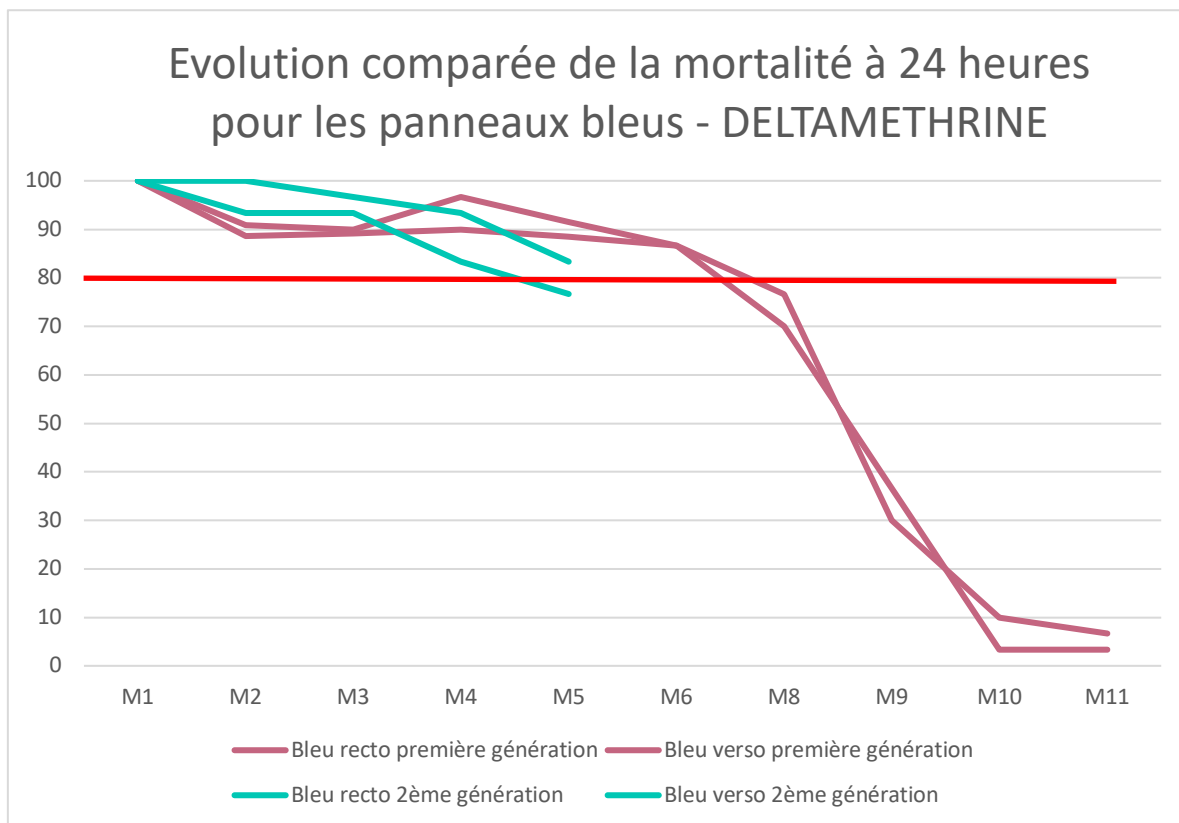


Figure 51 - Evolution de la mortalité à 24 heures pour les panneaux bleus des 2 générations

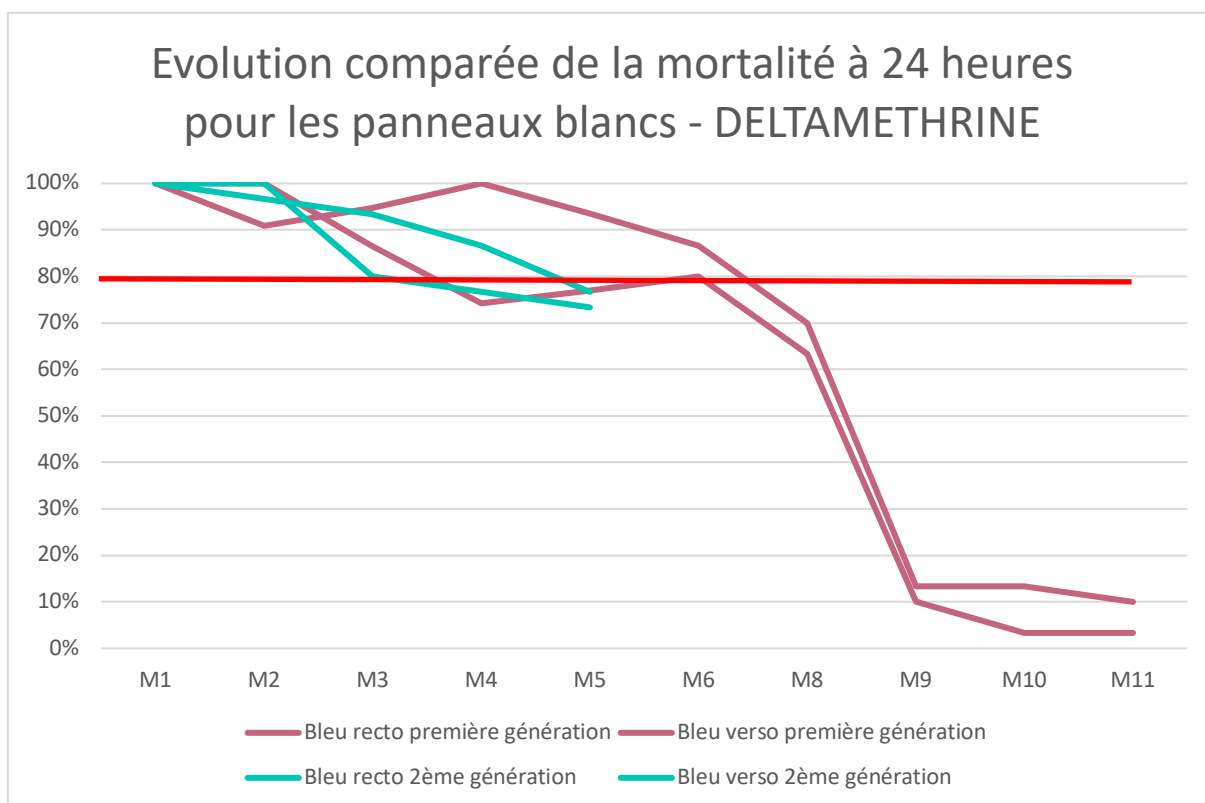


Figure 52 - Evolution de la mortalité à 24 heures pour les panneaux blancs imbibés de deltaméthrine des 2 générations

Pour les panneaux imbibés de Deltaméthrine, les efficacités comparées sont semblables sur les deux premiers mois en termes d'efficacité : les deux couleurs de panneaux sont efficaces jusqu'au 3^{ème} mois. Par la suite, les décroissances d'efficacité évoluent différemment entre les générations et les couleurs des panneaux.

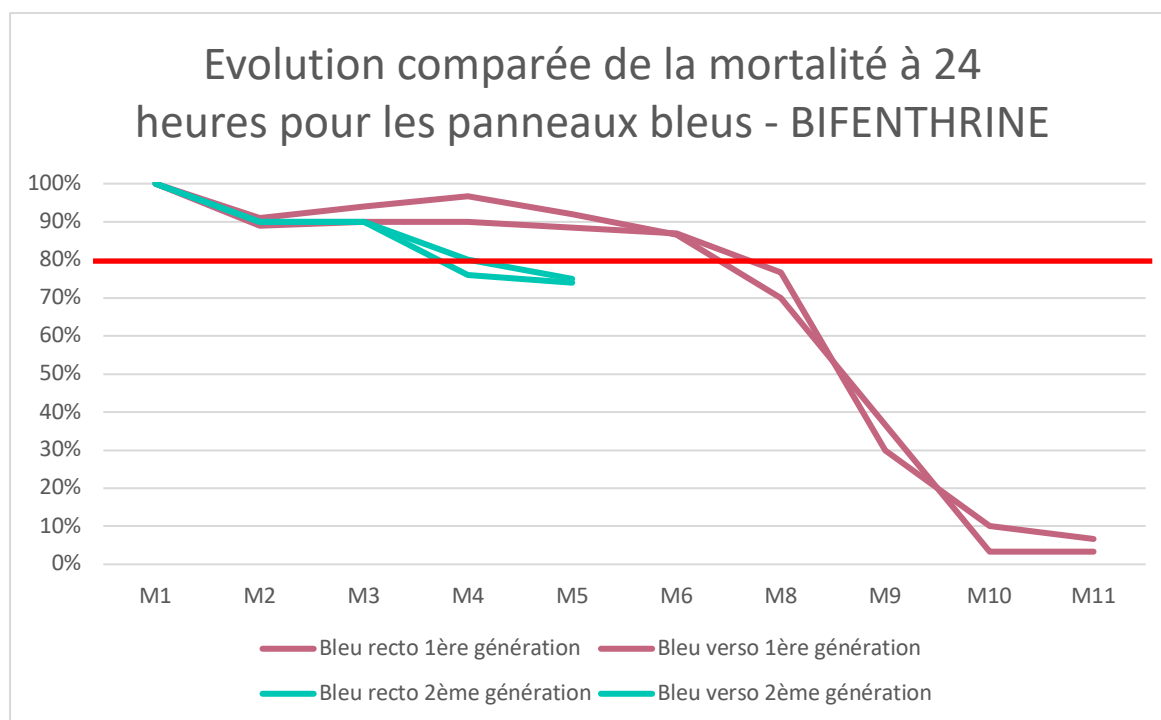


Figure 53 - Evolution de la mortalité à 24 heures pour les panneaux bleus imbibés de bifenthrine des 2 générations

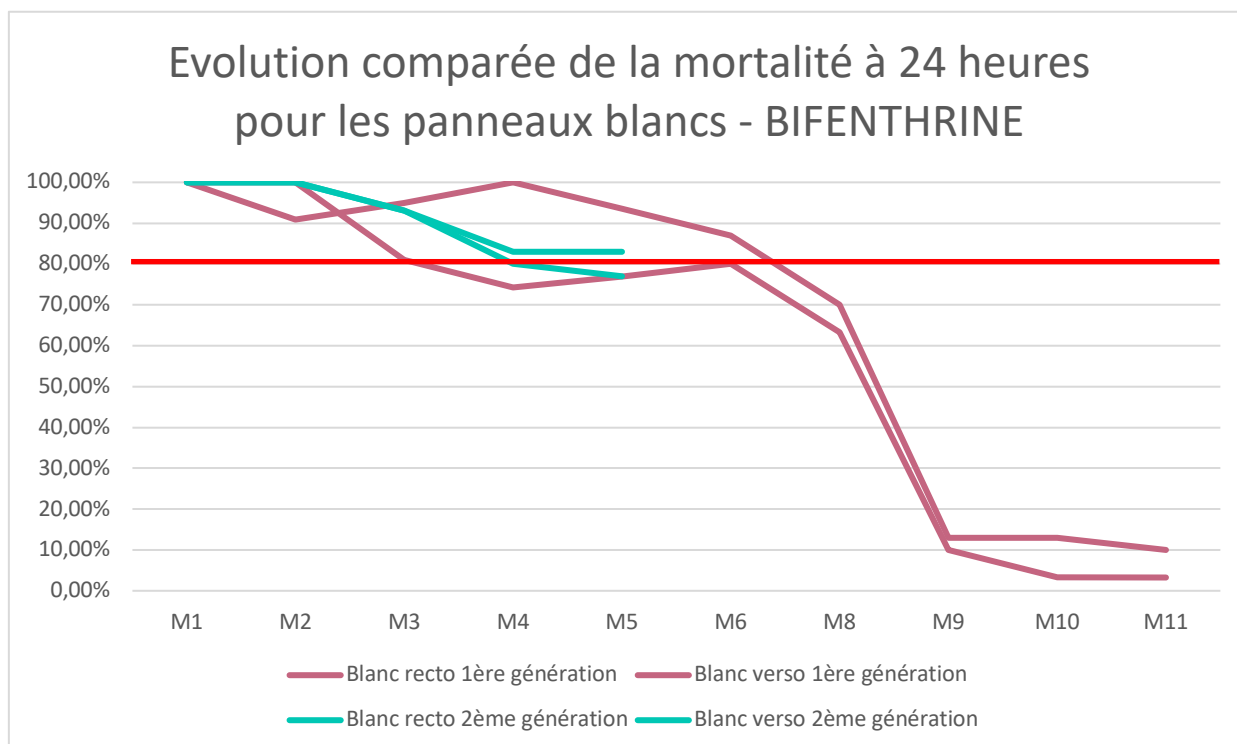


Figure 54 - Evolution de la mortalité à 24 heures pour les panneaux blancs imbibés de bifenthrine des 2 générations

Dans l'ensemble, les deux générations de panneaux restent efficaces jusqu'au 4^{ème} mois d'exposition. Cependant, les panneaux blancs présentent une grande disparité au sein de la même génération selon l'exposition au soleil du panneau considéré.

Les panneaux bleus de la 2^{ème} génération semblent présenter une décroissance plus importante à partir du 4^{ème} mois que les panneaux bleus de la 1^{ère} génération.

DISCUSSION

Le but de notre étude était d'évaluer l'évolution de l'efficacité de nouveaux panneaux imbibés de pyréthrinoïdes au cours du temps, dans le cadre du projet Flyscreen. L'efficacité était évaluée via deux aspects : le pourcentage de *knock-down* une heure après exposition, et la mortalité 24 heures post-exposition. L'étude s'est déroulée entre septembre 2017 et août 2020 afin de tester les deux générations de panneaux fournies par l'entreprise AtoZ.

De plus, les expérimentations nous ont permis de tester deux générations de panneaux, la deuxième ayant été fabriquée dans l'optique de renforcer leur efficacité et leur solidité au cours du temps, par rapport à la première. En effet, un des objectifs de cette étude était également de tester la solidité de ces panneaux lorsqu'ils sont soumis aux aléas climatiques.

Notre étude a cependant été soumise à des aléas parasites et climatiques qui ont rendu sa réalisation plus ardue, ainsi qu'à la pandémie de coronavirus qui a diminué considérablement les possibilités d'expérimentation et qui n'ont pas permis d'effectuer les tests de la deuxième génération de manière complète, c'est-à-dire jusqu'à 6 mois suivant leur pose.

I. Difficultés rencontrées avec l'élevage de stomoxes

Comme expliqué précédemment, les résultats sont incomplets pour la deuxième génération en raison de la crise du coronavirus, puis du parasitisme par les acariens, décrit dans la partie « Matériel et méthode ».

Les expérimentations de la troisième phase devaient débuter début mars 2020 et prendre fin en août. Cette organisation permettait un test mensuel sur 6 mois pour les 2 nouveaux types de panneaux implantés en janvier 2020.

Cependant, la crise sanitaire du coronavirus a imposé au gouvernement français de mettre en place un confinement total à partir du 15 mars 2020. Les manipulations n'ont ainsi pas pu être effectuées jusqu'au déconfinement du 11 mai 2020. L'accès à l'insectarium fut restreint jusqu'à début juin 2020.

De nombreuses thèses expérimentales impliquant les stomoxes ont ainsi pris beaucoup de retard et l'apport par l'insectarium était insuffisant pour pouvoir mener à bien la totalité des manipulations de la deuxième génération de panneaux.

II. Difficultés rencontrées avec les panneaux

Les panneaux exposés pendant un an sur le site de l'ENVT furent soumis aux aléas climatiques. L'objectif de cette étude reposait également sur leur résistance aux aléas climatiques, Toulouse étant une ville soumise au vent et à l'ensoleillement, deux facteurs négatifs de conservation des panneaux.

En effet, à Toulouse, l'ensoleillement moyen est supérieur aux moyennes françaises, ce qui s'est vérifié en 2018 et 2019, périodes d'exposition des panneaux (Figures 55 et 56).

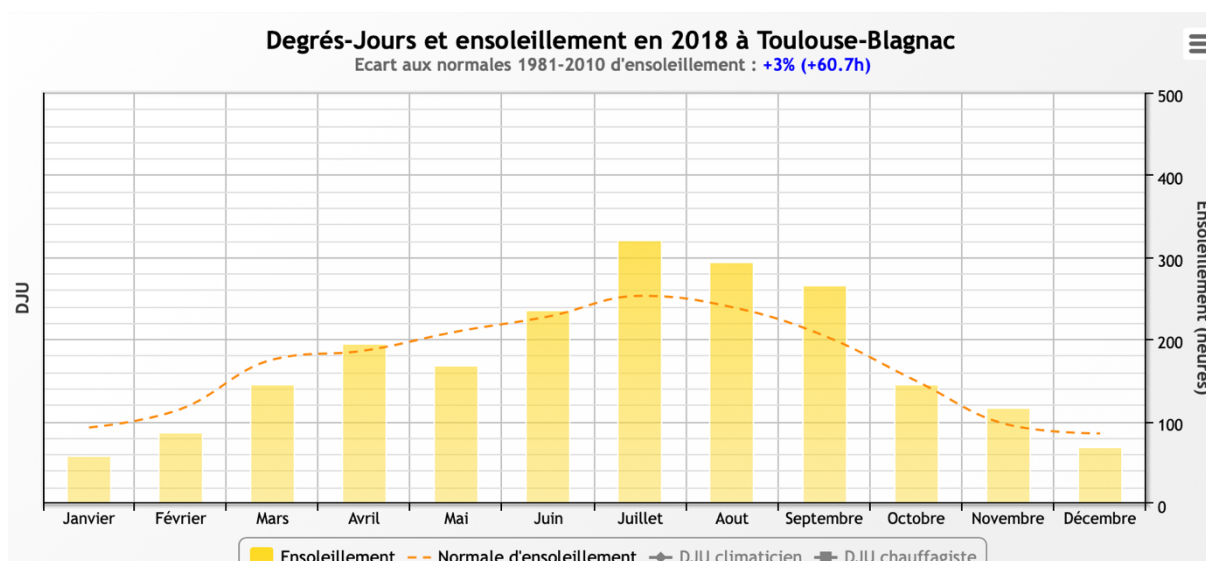


Figure 55 - Degrés-Jours et ensoleillement en 2018 dans la zone de Toulouse-Blagnac (source: infoclimat.fr)

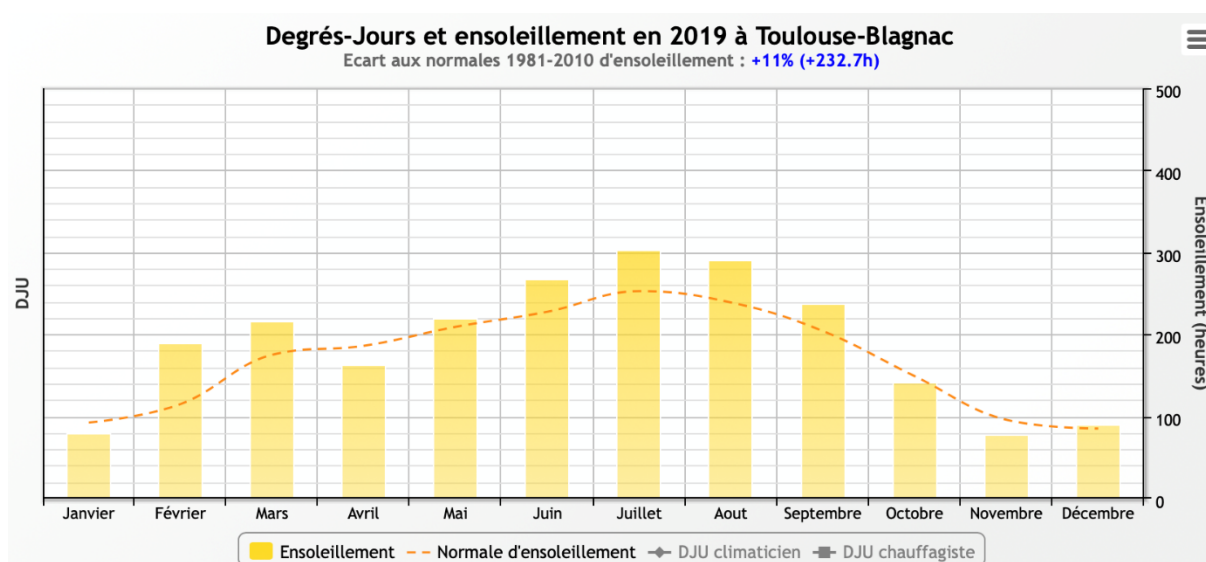


Figure 56 - Degrés-Jours et ensoleillement en 2019 dans la zone de Toulouse-Blagnac (source: infoclimat.fr)

Pour les mois de juin, juillet, août et septembre notamment, l'ensoleillement est supérieur aux normales observées.

De plus, la région de Toulouse est soumise au vent d'Autan et à la Tramontane, qui causent des rafales relativement violentes et qui peuvent altérer le dispositif et favoriser l'arrachement des panneaux exposés (Figures 57 et 58).

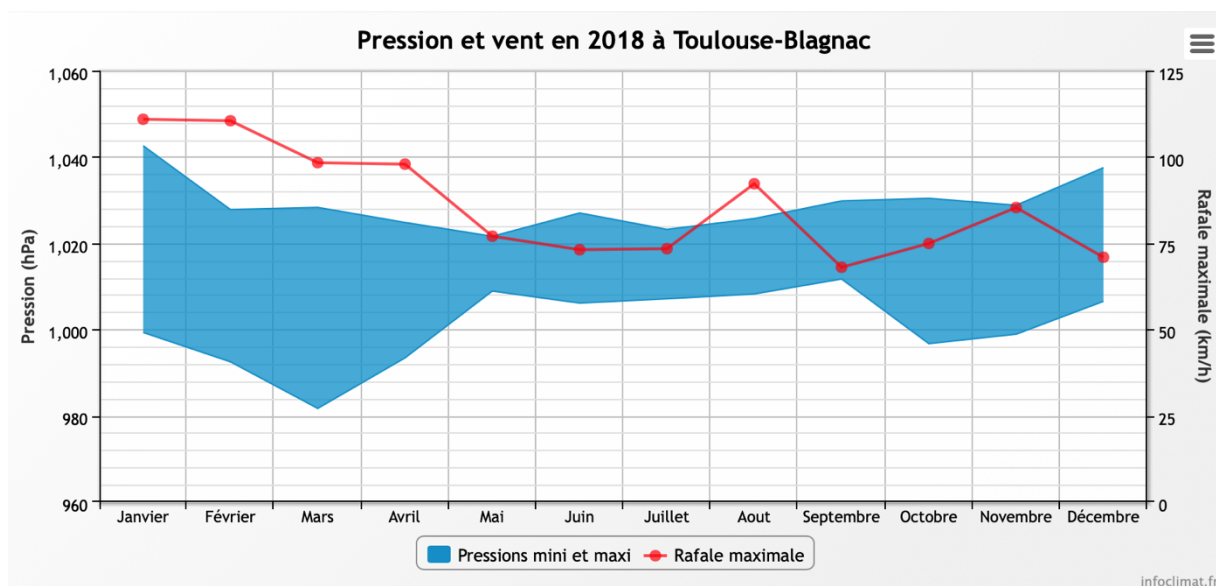


Figure 57 - Pression et vent dans la région de Toulouse-Blagnac en 2018 (source: infoclimat.fr)

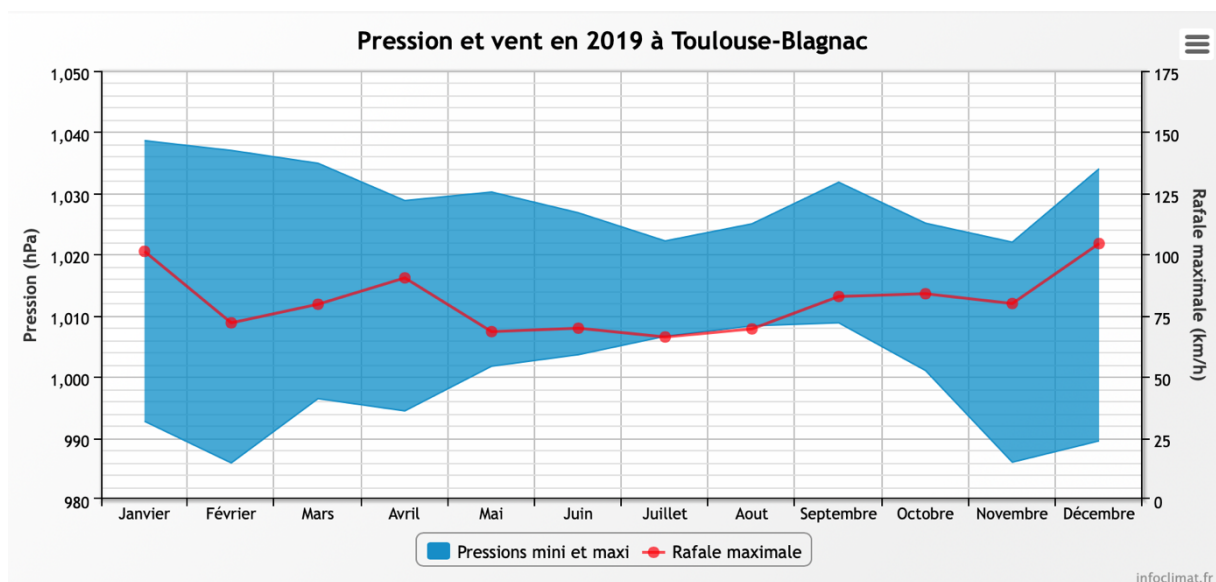


Figure 58 - Pression et vent dans la région de Toulouse-Blagnac en 2019 (source : infoclimat.fr)

Les panneaux étaient vérifiés de manière bimensuelle, car les cadres autour desquels ceux-ci étaient attachés s'envolaient rapidement lors d'épisodes de vent importants (voir Figure 59).



Figure 59 - Photographie de panneaux avec les cadres arrachés par le vent (photographie originale)

De plus, les panneaux en eux-mêmes ont montré des défaillances liées aux conditions climatiques. En effet, lors d'épisodes de vents violents, certains panneaux se sont déchirés, et se sont détachés de leur cadre (Figure 60).



Figure 60 - Panneau déchiré à sa base (photographie originale)

Enfin, les intempéries auxquelles les panneaux ont été soumis ont causé, pour certains d'entre eux, une décoloration de la couleur bleue sur les gants lors de la récolte mensuelle (Figure 61) ainsi qu'une décoloration de la couleur bleue sur la partie blanche du panneau (Figure 62).



Figure 61 - Décoloration de la couleur bleue sur les gants lors de la récolte (Photographie originale)



Figure 62 - Décoloration de la couleur bleue sur la couleur blanche (Photographie originale)

La question de la perte d'efficacité associée à la pluie s'est donc posée, et expliquerait donc en partie la diminution de la mortalité liée aux intempéries auxquelles les panneaux ont été soumis.

III. Application sur le terrain

1. Décroissance d'efficacité de chaque panneau

1.1 Efficacités comparées de la première génération

Pour rappel, d'après les guidelines énoncées dans la partie résultats, un panneau testé est considéré comme efficace lorsque la mortalité qu'il induit à 24 heures est supérieure à 80%.

Pour la **première** génération de panneaux, Sample 1 (Deltaméthrine) est considéré comme efficace jusqu'à maximum 4 mois d'exposition pour les panneaux bleus et blancs. Après cette limite de temps, l'efficacité des panneaux n'est plus assez satisfaisante pour envisager de les conserver.

Pour le Sample 2, (Bifenthrine) les panneaux de couleur bleue présentent de meilleurs taux de mortalité que les panneaux blancs. En revanche, la persistance d'efficacité est similaire : ces panneaux pourraient donc être renouvelés tous les 6 mois en élevage si l'on considère uniquement leur efficacité propre, en supposant que les panneaux tiendraient jusqu'à 6 mois sans s'altérer.

Enfin, pour le Sample 3 (Bifenthrine + B2-Bifenthrine), les panneaux de couleur blanche induisent une mortalité dans l'ensemble supérieure à celle des panneaux bleus, contrairement aux Sample 1 et 2. On observe une baisse de mortalité plutôt régulière jusqu'au 4^{ème} mois.

1.2 Efficacités comparées de la deuxième génération

Les panneaux de **deuxième** génération montrent globalement une efficacité inférieure à 80% jusqu'au 4^{ème} mois pour l'échantillon imprégné de deltaméthrine, et au 3^{ème} mois pour l'échantillon imbibé de bifenthrine.

Ils ne présentent donc pas une efficacité supérieure à la génération précédente. On peut mettre cela sur le compte de la formulation et de la fabrication des panneaux. En effet, la molécule imprégnée ne variant pas d'une génération à une autre, la méthode de fabrication du panneau a évolué. Cependant, la composition étant brevetée, il nous est impossible d'analyser les raisons de cette altération d'efficacité.

2. Limites de cette méthode expérimentale

Les limites de cette méthode expérimentale résident en deux points primordiaux. En effet, l'analyse statistique est compliquée par la pluralité des facteurs influençant la mortalité. Celle-ci est altérée notamment par les conditions climatiques (vents, ensoleillement), ainsi que le taux de résistance des populations sauvages de stomoxes.

De plus, chaque panneau n'a été testé qu'une seule et unique fois. L'absence de répétabilité des expérimentations diminue donc la significativité des résultats obtenus, car on ne peut dégager un modèle statistique précis permettant d'approximer le taux de mortalité réel induit par chaque panneau.

L'addition de ces deux biais statistiques ne permet ainsi pas de construire une tendance précise d'efficacité.

Il est cependant impossible, au vu du protocole, de ne faire varier qu'un seul facteur. En effet, le but de cette étude est de développer des panneaux utilisables en élevage, dans l'environnement extérieur. Il pourrait être envisageable d'adopter un protocole ne faisant varier qu'un facteur (comme le vent ou l'ensoleillement) en plaçant les panneaux seulement pendant la période d'activité des stomoxes, ou en faisant varier artificiellement l'ensoleillement ou le vent. Cependant, il est impossible de contrôler ces variables en élevage : il était donc plus important d'exposer les panneaux aux conditions climatiques réelles afin d'étudier leur potentielle utilisation.

C'est pour l'ensemble de ces raisons que nous n'avons pu réaliser des analyses statistiques dans ce travail.

3. Comparaison des décroissances d'efficacité

Une comparaison d'efficacité peut être effectuée entre la première et la deuxième génération. En effet, le protocole étant similaire, il peut être intéressant de dégager une tendance de décroissance d'efficacité afin de comparer efficacement les deux générations.

Ici, seuls les 5 premiers mois ont été pris en compte. Le protocole de test de la deuxième génération, initialement prévu sur 6 mois, n'a pas pu être effectué dans sa totalité à cause de la crise de Covid 19.

Cependant, au vu des mortalités exprimées sur les 5 premiers mois de test, une tendance à la supériorité de la première génération est observée. En effet, si on approxime la décroissance d'efficacité par une relation linéaire, il apparaît que même si les pourcentages d'efficacité sont semblables sur les premiers mois, la deuxième génération présentant une décroissance plus importante à partir du deuxième mois d'exposition.

Il aurait été idéal de poursuivre les expérimentations pour la 2^{ème} génération jusqu'au 12^{ème} mois, afin de comparer significativement les deux courbes de décroissance. Il serait donc intéressant d'effectuer ces manipulations jusqu'au 12^{ème} mois d'exposition dans un projet ultérieur.

4. Application en élevage

L'utilisation de ces panneaux pourrait être intéressante en élevage bovin, car elle montre une efficacité satisfaisante jusqu'à 6 mois pour les panneaux de la deuxième génération. Le panneau à privilégier selon les résultats de cette étude serait celui de la deuxième génération, imprégné de bifenthrine, qui permettrait un renouvellement tous les 6 mois.

L'avantage principal à cette utilisation est l'espacement des traitements insecticides. En effet, pour les insecticides appliqués en *pour-on*, la plupart doivent être renouvelés tous les 2 mois. Grâce à l'installation des panneaux, l'éleveur peut s'affranchir de l'application de traitements insecticides sur leurs animaux, et peut changer ce traitement tous les 4 à 6 mois.

De plus, les traitements insecticides appliqués directement sur les animaux ne permettent pas d'empêcher les repas de sang et donc la spoliation sanguine, ainsi que la transmission d'agents pathogènes. L'avantage de l'exposition de ces panneaux réside donc en l'attractivité (par la couleur bleue) des stomoxes qui se posent et subissent le *knock-down* des pyréthrinoides

après leur exposition, empêchant alors les insectes de se nourrir sur le bétail. Les mouches qui subissent cet effet sont considérées comme perdues car elles seront probablement ingérées par un prédateur.

Cependant, il est une problématique importante vis-à-vis de la méthode d'expérimentation qui ne nous permet pas d'extrapoler avec certitude les résultats de cette étude à des conditions d'élevage. En effet, les panneaux ont été testés sur des populations de laboratoire, étant considérée par une manipulation préliminaire comme sensibles. En revanche, au vu de l'augmentation du taux de résistance aux pyréthrinoïdes présentée par les stomoxes sauvages, il n'est pas certain que nous retrouverions la même efficacité en utilisant des souches de terrain. Le risque majeur encouru est de favoriser cette résistance en exposant des populations résistantes à des panneaux imprégnés de pyréthrinoïdes, ce qui est déjà effectué avec les traitements en *pour-on* à base de pyréthrinoïdes utilisés déjà largement en élevage bovin.

Enfin, l'aspect environnemental nous permet de nous interroger sur l'innocuité de placer des panneaux en plastique imprégnés d'insecticides, dont la solidité est encore à revoir, et qui risqueraient donc de s'envoler et de polluer l'environnement. Il sera donc primordial de renforcer la solidité de ces panneaux avant d'envisager de les placer en élevage.

CONCLUSION

Cette étude a tout d'abord rappelé les principales caractéristiques morphologiques et biologiques de *Stomoxys calcitrans*, insecte hématophage et fléau des élevages bovins et équins.

Cette synthèse bibliographique a mis en évidence l'importance de lutter contre ces insectes, en combinant les différents types de lutte mis à notre disposition (biologique, chimique, et mécanique notamment).. Les moyens de lutte disponibles restent néanmoins insuffisants pour contrôler efficacement les populations de stomoxes en élevage. A l'heure actuelle, le moyen le plus utilisé est l'application de produits insecticides par voie trans-cutanée, à base de pyréthrinaïdes notamment.

Dans la seconde partie de cette étude, de nouveaux panneaux imprégnés de pyréthrinaïdes ont été testés, dans le cadre du projet Flyscreen, de façon bimestrielle puis mensuelle afin d'étudier l'évolution de leur efficacité au cours du temps. Ces panneaux ont été placés sur le campus de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse, soumis aux aléas climatiques, puis leur mortalité induite a été testée sur des stomoxes produits à l'insectarium de l'ENVT, population ayant été déclarée sensible aux pyréthrinaïdes de façon préliminaire à cette étude.

D'après les résultats obtenus, ces panneaux offrent en moyenne une efficacité entre 3 et 6 mois sur les populations sensibles testées. Ils sont cependant peu résistants aux conditions climatiques, s'altérant considérablement lorsqu'ils sont exposés aux rafales de vent et à l'ensoleillement. Globalement, les panneaux tendaient à s'arracher de leur cadre et leur couleur à se ternir, ce qui diminuait leur attractivité vis-à-vis des stomoxes. Il est donc primordial d'augmenter la résistance de ces panneaux aux conditions climatiques afin d'envisager de les placer en élevage en diminuant les risques de pollution de l'environnement causée par la dissémination de ces panneaux plastiques imbibés d'insecticides.

De plus, les phénomènes de résistance des populations sauvages de stomoxes doivent être étudiés, car ces panneaux étant efficaces sur des populations sensibles, l'extrapolation des résultats à des populations sauvages potentiellement résistantes n'est pas possible, d'autant plus en considérant le risque d'augmenter le taux de résistance en augmentant l'exposition des insectes aux pyréthrinaïdes.

Des recherches supplémentaires doivent être considérées. En effet, il pourrait être envisageable d'effectuer des études sur le taux de résistance présenté par les populations sauvages de plusieurs sites, ainsi que développer des nouveaux matériaux non polluants et

résistants aux conditions climatiques. Cette étude ouvre des perspectives intéressantes dans le développement de nouveaux moyens de lutte contre *Stomoxys calcitrans*.

BIBLIOGRAPHIE

Azevedo, Leticia H. de, Rowan M. Emberson, Fernanda de C. N. Esteca, et Gilberto José de Moraes. 2015. « Macrochelid Mites (Mesostigmata: Macrochelidae) as Biological Control Agents ». In *Prospects for Biological Control of Plant Feeding Mites and Other Harmful Organisms*, édité par Daniel Carrillo, Gilberto José de Moraes, et Jorge E. Peña, 103-32. Cham: Springer International Publishing.

Badelon, Judith, 2016. Piégeage des taons et des stomoxes : efficacité comparée des pièges h-trap et vavoua. pp. 98.

Baldacchino, Frédéric, Vithee Muenworn, Marc Desquesnes, Florian Desoli, Theeraphap Charoenviriyaphap, et Gérard Duvallet. 2013. « Transmission of Pathogens by *Stomoxys* Flies (Diptera, Muscidae): A Review ». *Parasite* 20: 26. <https://doi.org/10.1051/parasite/2013026>.

Baleba, Steve B. S., Baldwyn Torto, Daniel Masiga, Merid N. Getahun, et Christopher W. Weldon. 2020. « Stable Flies, *Stomoxys Calcitrans* L. (Diptera: Muscidae), Improve Offspring Fitness by Avoiding Oviposition Substrates With Competitors or Parasites ». *Frontiers in Ecology and Evolution* 8 (janvier): 5.

Barré, Nicolas. 1981. « Les stomoxes ou “mouches bouf” à la Réunion. Pouvoir pathogène, écologie, moyens de lutte ». Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort: GERDAT IEMVT.

CURET BOBEY, Marianne, 2015. Harmonization of regulatory guidelines on efficacy of ectoparasiticides for companion animals: Status and missing points. *Veterinary Parasitology*. février 2015. Vol. 208, n° 1-2, pp. 48-55.

- Bussieras, J., et R. Chermette. 1991. « Abrégé de Parasitologie Vétérinaire, Fascicule IV : Entomologie Vétérinaire, Service de Parasitologie de l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort ». In , 164.
- Butler, JF. 1977. « Recontamination of food after feeding a 32P food source to biting Muscidae ». *Journal of Medical Entomology*, 1977, sect. 27, 874-877.
- Campbell, J. B., I. L. Berry, D. J. Boxler, R. L. Davis, D. C. Clanton, et G. H. Deutscher. 1987. « Effects of Stable Flies (Diptera: Muscidae) on Weight Gain and Feed Efficiency of Feedlot Cattle ». *Journal of Economic Entomology* 80 (1): 117-19.
- Cortinas, R., et CJ Jones. 2006. « Ectoparasites of cattle and small ruminants. 2006;):673-693. ≈ » 22(3: 673-93.
- Donahue, William A., Allan T. Showler, Michael W. Donahue, Bret E. Vinson, et Weste L. A. Osbrink. 2017. « Lethal Effects of the Insect Growth Regulator Cyromazine Against Three Species of Filth Flies, *Musca Domestica*, *Stomoxys Calcitrans* , and *Fannia Canicularis* (Diptera: Muscidae) in Cattle, Swine, and Chicken Manure ». *Journal of Economic Entomology*
- Dougherty, C. T., F. W. Knapp, P. B. Burrus, D. C. Willis, et P. L. Cornelius. 1995. « Behavior of grazing cattle exposed to small populations of stable flies (*Stomoxys calcitrans* L.) ». *Applied Animal Behaviour Science* 42 (4): 231-48.
- Farahi, Sara, Parviz Shishehbor, et Alireza Nemati. 2018. « Bisexual and Oedipal Reproduction of Macrocheles Muscaedomesticae (Acari, Macrochelidae) Feeding on Musca Domestica (Diptera, Muscidae) Eggs », 14.
- Farish, D.J, et R.C Axtell. 1971. « Phoresy Redefined and Examined in Macrocheles Muscaedomesticae (Acarina:Macrochelidae) », 15.
- Foil, L.D., et J.A. Hogsette. 1994. « Biology and Control of Tabanids, Stable Flies and Horn Flies: -EN- -FR- -ES- ». *Revue Scientifique et Technique de l'OIE* 13 (4): 1125-58.

- Gilles, Jeremie, Jean-Francois David, et Gerard Duvallet. 2005. « Effects of Temperature on the Rate of Increase of *Stomoxys Calcitrans* and *Stomoxys Niger Niger* (Diptera: Muscidae) from La Re'union Island ». *JOURNAL OF MEDICAL ENTOMOLOGY* 42 (6): 7.
- Greenberg, Bernard. 1961. « Mite Orientation and Survival on Flies ». *Nature* 190 (4770): 107-8.
- Greenberg, Bernard, et Paul D. Carpenter. 1960. « Factors in Phoretic Association of a Mite and Fly ». *Science* 132 (3429): 738.
- Hafez, Mostafa, et F. M. Gamal-Eddin. 1959. « On the feeding habits'of *Stomoxys calcitrans* L. and *sitiens* Rond., with special reference to their biting cycle in nature (Diptera: Muscidae). » In .
- Hogsette, Jerome A, Joseph P Ruff, et Carl J Jones'. 1987. « Stable Fly : Biology and Control in Northwest Florida », 11.
- Kamaruzaman, Naila A. Che, Peter Mašán, Yelitza Velásquez, Alejandro González-Medina, Anders Lindström, Henk R. Braig, et M. Alejandra Perotti. 2018. « *Macrocheles* Species (Acari: Macrochelidae) Associated with Human Corpses in Europe ». *Experimental and Applied Acarology* 76 (4): 453-71.
- Kontschán, Jenő, et Sándor Hornok. 2018. « New Records, a Completed List and Identification Key of Mites (Acari) Associated with the Stable Fly, *Stomoxys Calcitrans* (L.) (Diptera: Muscidae) ». *Acarologia* 59 (décembre): 311. h
- Lane, R.P, et R.W. Crosskey. 1993. *Medical Insects and Arachnids*.
- Leal, Luís Carlos de Souza Rodrigues, Caio Márcio de Oliveira Monteiro, Alessandra Ésther de Mendonça, Vânia Rita Elias Pinheiro Bittencourt, et Avelino José Bittencourt. 2017. « Potential of Entomopathogenic Nematodes of the Genus *Heterorhabditis* for the Control of *Stomoxys Calcitrans* (Diptera: Muscidae) ». *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária* 26 (4): 451-56.

- Luong, Lien T., Ludmila R. Penoni, Collin J. Horn, et Michal Polak. 2015. « Physical and Physiological Costs of Ectoparasitic Mites on Host Flight Endurance ». *Ecological Entomology* 40 (5): 518-24.
- Lysyk, T.J. 1998. « Relationships Between Temperature and Life-History Parameters of *Stomoxys calcitrans* (Diptera:Muscidae) », 1998.
- Mahunka, S. 1968. « Studies on the Mite FAuna of Hungary ». In *Annales Historico-Naturales Musei Nationalis Hungarici*. Vol. 60.
- Meyer, J. A., et J. J. Petersen. 1983. « Characterization and Seasonal Distribution of Breeding Sites of Stable Flies and House Flies (Diptera: Muscidae) on Eastern Nebraska Feedlots and Dairies¹ ». *Journal of Economic Entomology* 76 (1): 103-8.
- Mihok, S, et PH Clausen. 1996. « Feeding habits of *Stomoxys* spp. stable flies in a Kenyan forest ». *Medical and veterinary entomology* 10 (4): 392—394.
- Mihok, Steve, et David A Carlson. 2007. « Performance of Painted Plywood and Cloth Nzi Traps Relative to Manitoba and Greenhead Traps for Tabanids and Stable Flies ». *JOURNAL OF ECONOMIC ENTOMOLOGY* 100 (2): 6.
- Mramba et al. 2007. « Vector competences of stable flies, *Stomoxys calcitrans* for *Enterobacter sakazakii* ». *Journal of Vector Ecology*, n° 32: 134-39.
- Mullen, Gary R. 2019. *Medical and Veterinary Entomology*. 3rd edition. San Diego, CA: Elsevier.
- OConnor, Barry M., Meaghan Pimsler, Charity G. Owings, et Jeffery K. Tomberlin. 2015. « Redescription of *Myianoetus Muscarum* (Acari: Histiostomatidae) Associated with Human Remains in Texas, USA, with Designation of a Neotype from Western Europe ». *Journal of Medical Entomology* 52 (4): 539-50.
- Olafson, Pia Untalan, Phillip E Kaufman, Gérard Duvallet, José-Arturo Solórzano, David B Taylor, et Rebecca Trout Fryxell. 2019. « Frequency of Kdr and Kdr-His Alleles in Stable Fly (Diptera: Muscidae) Populations From the United States, Costa Rica, France, and Thailand ». *Journal of Medical Entomology* 56 (4): 1145-49.

- Parr, H.C.M. 1962. « Studies on *Stomoxys Calcitrans* (L.) in Uganda, East Africa. II.—Notes on Life-History and Behaviour. » *Bulletin of Entomological Research* vol 53 (2): 437-43.
- Perotti, M. Alejandra, Henk R. Braig, et M. Lee Goff. 2009. « Phoretic Mites and Carcasses: Acari Transported by Organisms Associated with Animal and Human Decomposition ». In *Current Concepts in Forensic Entomology*, édité par Jens Amendt, M.Lee Goff, Carlo P. Campobasso, et Martin Grassberger, 69-91. Dordrecht: Springer Netherlands.
- Salem, Ali. 2012. « *Stomoxys calcitrans* (L. 1758): morphologie, biologie, rôle vecteur et moyens de lutte », 149.
- Schofield, S., et J. Brady. 1996. « Circadian activity pattern in the stable fly, *Stomoxys calcitrans* ». *Physiological Entomology* 21 (2): 159-63.
- Schowalter, T D. 1979. « BLOOD MEAL SIZE OF THE STABLE FLY, *STOMOXYS CALCITRANS*, MEASURED BY THE HiCN METHOD ». *Mosquito News* 39 (1): 3.
- Shukri S. 2018. "Stomoxys calcitrans : évaluation du rôle dans la transmission de *Besnoitia besnoiti* et nouveaux moyens de contrôle, 2018. pp. 250.
- Skovgård, H, et T Steenberg. 2002. « Activity of Pupal Parasitoids of the Stable Fly *Stomoxys Calcitrans* and Prevalence of Entomopathogenic Fungi in the Stable Fly and the House Fly *Musca Domestica* in Denmark », 16.
- Somme, L. 1961. « On the overwintering of house flies (*Norsk Entomologisk Tidsskrift* 11 (pt. 5-6): 191-223 pp.
- Sutherland, B. 1979a. « Some Effects of Temperature on the Adults, Eggs and Pupae of *Stomoxys Calcitrans* Linnaeus (Diptera : Muscidae) ». *Veterinary Medicine - South Africa*.
- Sutherland B. 1979b. « Some effects of temperature on the adults, eggs and pupae of *Stomoxys calcitrans* Linnaeus (Diptera: Muscidae). » *Onderstepoort J Vet Res.*, 1979.

Sutherland B. 1980. «The temperature preferences of the motile stages of *Stomoxys calcitrans* Linnaeus (Diptera: Muscidae). Onderstepoort J Vet Res. 1980 », sect. 47 (1).

Tainchum, Krajana, Sharif Shukri, Gérard Duvallet, Lucas Etienne, et Philippe Jacquet. 2018. « Phenotypic Susceptibility to Pyrethroids and Organophosphate of Wild *Stomoxys Calcitrans* (Diptera: Muscidae) Populations in Southwestern France ». *Parasitology Research* 117 (12): 4027-32.

Teulé, C., et P. Jacquet. 2019. « Evaluation d'écrans attractifs et toxiques dans la lutte contre *Stomoxys calcitrans* ».

Von Linné, Carl. 1758. « *Systema Naturae per Regna Tria Naturae* ».

Wieman, GA, JB Campbell, JA Deshazer, et IL Berry. 1992. « Effects of stable flies (Diptera: Muscidae) and heat stress on weight gain and feed efficiency of feeder cattle ». *Journal of economic entomology* 85 (5): 1835—1842.

HOLDSWORTH, P.A., VERCRUYSE, J., REHBEIN, S., PETER, R.J., BRUIN, C. De, LETONJA, T. et GREEN, P., 2006. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) guidelines for evaluating the efficacy of ectoparasiticides against biting and nuisance flies on ruminants. *Veterinary Parasitology*. Février 2006. Vol. 136, n° 1, pp. 3-13.

Zumpt, Fritz. 1973. « The Stomoxyne biting flies of the word: Diptera, Muscidae ». In. 175.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussignée, Emilie BOUHSIRA, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directrice de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **Garance TRIBOULIN** intitulée « Détermination de l'efficacité de nouveaux panneaux imbibés de pyréthriinoïdes dans le cadre de la lutte contre *Stomoxys calcitrans* » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

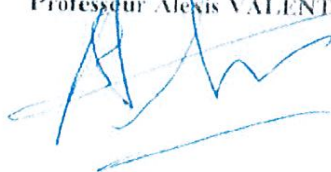
Fait à Toulouse, le 28/09/2020
Enseignant-chercheur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Docteure Emilie BOUHSIRA



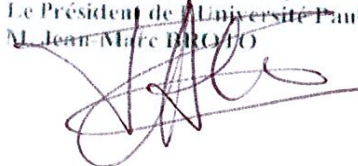
Vu :
Le Directeur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
M. Pierre SANS

Vu :
Le Président du jury
Professeur Alexis VALENTIN



Vu et autorisation de l'impression :
Le Président de l'Université Paul Sabatier
M. Jean-Marc BROUHO



Mme Garance TRIBOULIN
a été admise sur concours en : 2015
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le : 09/07/2019
a validé son année d'approfondissement le : 04/06/2020
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

TITRE : Détermination de l'efficacité de nouveaux panneaux imbibés de pyréthrinoïdes dans le cadre de la lutte contre *Stomoxys calcitrans*

Les stomoxes (*Stomoxys calcitrans*), insectes appartenant à l'ordre des Diptères, comptent parmi les principaux parasites externes du bétail. Leur présence dans un cheptel conduit à de nombreuses nuisances influençant directement la productivité et le bien-être des animaux parasités, ainsi qu'à la transmission de nombreux agents pathogènes. Leur contrôle est indispensable, mais les moyens de lutte, essentiellement limités à l'application d'insecticides sur les animaux, ne permettent généralement pas de limiter leur pullulation de façon satisfaisante. Le développement de moyens de lutte alternatif, avec une incidence le moins délétère possible sur l'environnement et les animaux est indispensable. C'est dans ce cadre que cette étude s'établit, s'inscrivant dans le projet de recherche Flyscreen dont le but était de proposer des moyens de lutte alternatifs contre les mouches hématophages du bétail (Stomoxes, Tabanidés, Glossines) utilisables en Europe, Afrique et Asie. Notre travail s'est concentré sur la détermination de l'efficacité de deux générations de panneaux imprégnés de pyréthrinoïdes sur les stomoxes d'élevage maintenus au sein de l'insectarium de l'ENVT. Les panneaux ont été placés sur le campus de l'ENVT, et leur efficacité a été testée tous les mois pendant 6 mois. Ces panneaux ont montré une bonne efficacité (> 85%) sur les quatre premiers mois d'exposition, puis leur efficacité a chuté drastiquement. Les panneaux de la deuxième génération ont révélé une diminution d'efficacité quasi similaire à celle de la génération précédente, avec notamment une efficacité satisfaisante (c'est-à-dire supérieure à 80%) jusqu'au quatrième mois. Cette chute d'efficacité est imputable au manque de résistance des écrans face aux intempéries, ainsi qu'aux différences de persistance entre les molécules utilisées, au sein des panneaux. L'utilisation de ce type de panneaux pourrait ainsi être une alternative aux applications topiques de pyréthrinoïdes, en complément d'autres moyens de lutte alternative comme l'utilisation de parasitoïdes, et la destruction des gîtes larvaires. Des étapes de perfectionnement sont encore nécessaires pour obtenir un produit résistant aux intempéries et présentant une efficacité durable (au moins 6 mois). Leur utilisation sur le terrain nécessite également que les populations ciblées présentent une bonne sensibilité aux pyréthrinoïdes.

MOTS CLES : stomoxes, *Stomoxys calcitrans*, écrans imprégnés, pyréthriodes, lutte alternative

TITLE: Determination of the effectiveness of new screens impregnated with pyrethroids as alternative tools against *Stomoxys calcitrans*

Stable flies (*Stomoxys calcitrans*) are insects belonging to the order Diptera, and count as the main ectoparasites of livestock. Their presence in a herd leads to numerous nuisances which directly negatively influence the productivity and well-being of the parasitized animals, while also being responsible of the transmission of numerous infectious agents. Their control is crucial, but mainly limited to the application of insecticides on animals, which do not limit satisfactorily their proliferation. The development of alternative tools of control, with the least harmful impact on the environment and animals is essential. It is within this framework that this study has been carried out, as part of the Flyscreen research project, which aimed at proposing alternative means of control of blood-sucking flies in cattle (Stomoxes, Tabanidae, Glossines) that can be used in Europe, Africa and Asia. Our work focused on assessing the efficacy of two generations of pyrethroid-impregnated screens on stable flies maintained under laboratory conditions in the insectarium of the National Veterinary School of Toulouse (ENVT). The screens were set up on the ENVT campus, and their effectiveness was tested every month for 6 months. These screens showed good efficacy (> 80%) over the first four months of exposure, then their efficacy dropped drastically. The second-generation screens (composed of deltamethrin and bifenthrin) showed a similar decrease of efficiency than first generation, with an efficacy over 80% until the fourth month of exposure. The use of such screens could be an alternative to pyrethroids applied directly onto animals, in addition to means of control such as the use of parasitoids, and the cleansing of breeding sites. Improvement are still necessary to obtain products resistant to bad weather conditions and with lasting effectiveness (6 months). Their use in the field also requires that the target populations have a good susceptibility to pyrethroids.

KEYWORDS: stable flies, *Stomoxys calcitrans*, impregnated screens, pyrethroids, alternative control